

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME III

OCTOBRE 1925

N° 4

MÉMOIRES ORIGINAUX

ANISOMITUS DENISI N. G., N. SP.

SCHIZOPHYTE DE L'INTESTIN DU CANARD DOMESTIQUE

Par Pierre-P. GRASSÉ

Dans l'intestin et les cæcums du canard domestique, j'ai observé un schizophyte fort remarquable qui ne me paraît pas avoir été décrit. Je le nommerai *Anisomitus denisi* n. g., n. sp., le dédiant à mon ami Robert Denis.

Morphologie. — Il se présente comme un filament segmenté, incolore, fixé sur le plateau des cellules épithéliales (fig. 1). Il est fortement aplati et tout à fait comparable à un ruban. Les articles qui le composent, s'élargissent progressivement à partir de la base ; il en résulte pour l'ensemble un aspect claviforme très caractéristique. L'*Anisomitus* peut dépasser 150 μ de long et atteindre près de 2 μ dans sa plus grande largeur.

Les segments de la région proximale sont relativement longs ; ainsi le premier, à partir de la base, mesure environ 3 μ sur 0 μ , 3. Longueur et largeur des articles distaux sont sensiblement égales. Les segments sont séparés les uns des autres par des espaces clairs et linéaires que l'éosine teinte en rose pâle. Leur contenu se compose d'une substance homogène tenant en suspension de très fins granules bien mis en évidence par l'hématoxyline ferrique. Nulle part, je n'ai observé de masses chromatiques ayant une individualité propre et pouvant être assimilées à une formation nucléaire. Une fine membrane enveloppe les articles ; elle est parfois invisible, mais dans

quelques cas favorables, elle apparaît avec une grande netteté (fig. 2). Je n'ai mis en évidence aucune gaine.

L'appareil de fixation est d'une étude malaisée. Sur certains filaments, il consiste en un cône transparent dont les contours se colorent faiblement par l'éosine. Sa base s'applique sur la brosse de la cellule intestinale, tandis que son sommet s'attache à l'extrémité du premier segment de l'*Anisomitus*. Leidy a figuré des appareils très analogues chez les *Arthromitus* intestinaux des myriapodes diplopoïdes. Moi-même, j'ai observé des formations similaires pour des *Arthromitus* sp. rencontrés dans l'intestin postérieur de diverses espèces de termites. Mais le plus souvent, le filament paraît s'implanter dans le plateau cellulaire à la manière d'un coin (fig. 3).

Apparemment, le protiste ne cause aucun dommage à la cellule qui le porte. Je le considère comme un saprophyte vivant des substances dissoutes dans le chyme intestinal et je ne lui attribue pas l'intense entéro-colite dont souffraient tous les canards que j'ai étudiés (1).

Développement. — On trouve, assez fréquemment, fixés sur les cellules épithéliales, des éléments trapus, renflés à leur extrémité et mesurant un peu moins de $2\ \mu$ de long (fig. 1). A ce stade, le plus jeune observé, on ne voit aucun appareil fixateur. L'élément en grandissant devient claviforme et lorsqu'il a atteint 6 à $8\ \mu$ se coupe en deux tronçons inégaux, le basal toujours plus long que le distal (fig. 4).

Pour se multiplier, les articles se coupent transversalement. Chacun se comporte comme un bacille; la fissuration s'opère dans la région médiane et paraît avoir une direction centripète (fig. 5). La fréquence des divisions est notablement plus grande pour la région distale que pour la proximale; il en résulte que les segments proximaux sont plus longs que les distaux.

Le filament peut aussi se fragmenter en tronçons comprenant, d'ordinaire, un nombre élevé d'articles. Au point de scission, on voit que l'un des espaces clairs s'est considérablement allongé (fig. 2), la membrane se rompt et le tronçon ainsi libéré évoluera normalement.

L'*Anisomitus denisi* adulte est capable de sporuler (fig. 6). En principe, la sporulation porte sur la région distale à raison d'une spore par segment. Elle s'étend sur un grand nombre d'articles contigus. Parfois, dans un même filament, une portion bien délimitée grossit beaucoup et sporule, tandis que l'autre végète et reste grêle. Il en résulte des aspects curieux qui méritent d'être signalés (fig. 7).

(1) Entérite se traduisant par une chute formidable de cellules épithéliales. Ces canards ne présentaient pas d'infection coccidienne.

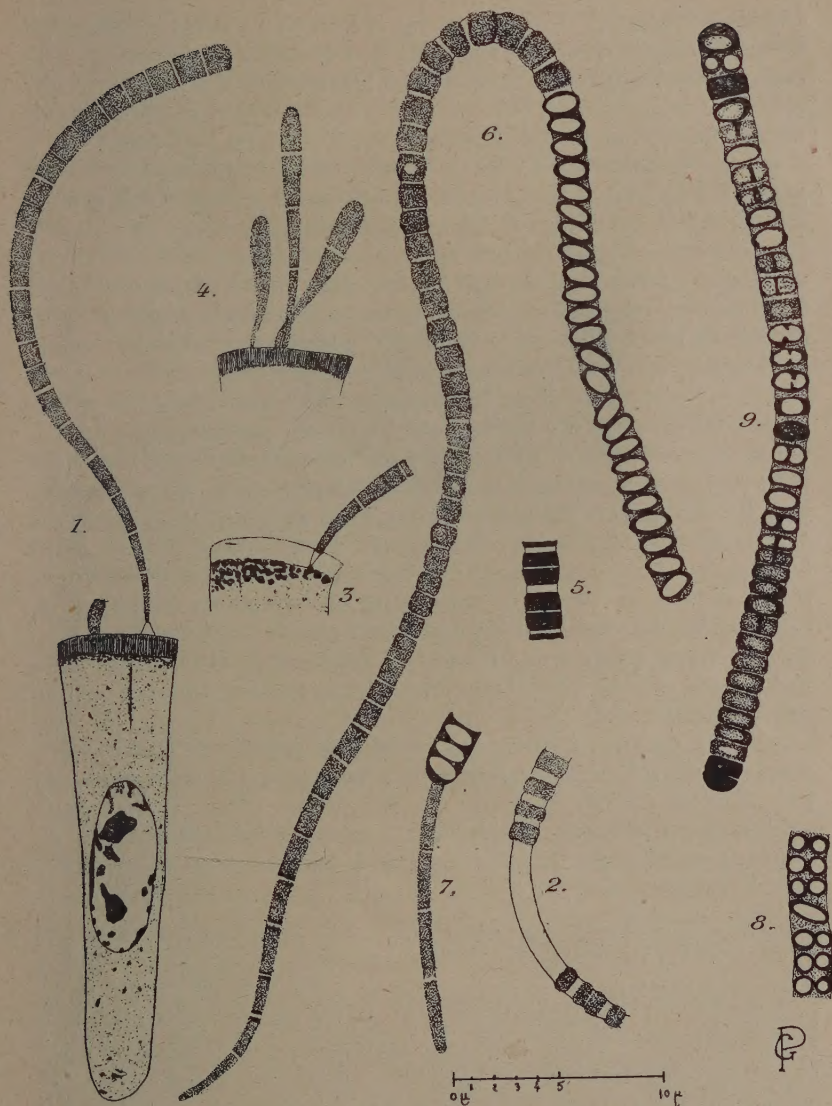


FIG. — 1, filament avec cône de fixation et très jeune stade ; 2, portion de filament qui se coupe en deux tronçons. Membrane bien mise en évidence ; 3, insertion directe d'un filament sur le plateau cellulaire ; 4, jeunes stades ; 5, segments très chromatiques montrant bien leur fissuration transversale ; 6, filament adulte avec spores ; 7, filament montrant des différences de développement ; 8, fragment à segments disporés ; 9, formation des spores secondaires dans un filament non fixé. Coloration à l'hématoxyline ferrique-éosine.

Les articles générateurs de spores ont les faces latérales convexes, forme en rapport avec une augmentation de leur pression interne. La majeure partie du contenu cellulaire participe directement à l'édification de la spore dont l'ébauche, très chromatique, montre généralement une petite vacuole centrale (fig. 9). On ne voit pas, comme dans les *Bacillaceæ*, un stade initial apparaissant sous forme de grain. Il s'agit cependant bien d'une *endospore* et non d'une conidie comparable à celles des Chlamydo bactériales. En effet, la spore de l'*Anisomitus* ne provient pas de la transformation totale d'un segment qui s'arrondit et devient indépendant ; les articles de grande taille permettent de se rendre compte nettement de la nature du processus. La spore mûre est enveloppée d'une épaisse membrane qui la rend impénétrable aux colorants employés à froid. Une telle différenciation n'existe pas dans les conidies. L'élément mûr, de forme ellipsoïdale, mesure $2\ \mu$ de long sur $1\ \mu$ de plus grande largeur.

La sporulation d'*A. denisi* offre une complication curieuse. Certains filaments montrent des articles contenant deux spores, placées côte à côte (fig. 8). Elles sont réfringentes et sphériques, mesurent $1\ \mu$ de diamètre et restent impénétrables aux colorants tandis que leurs parois prennent vivement la laque ferrique. Elles dérivent des spores ordinaires ; alors que celles-ci ne sont pas mûres on voit apparaître à leur équateur une ligne intensément chromatique au niveau de laquelle se produit une fissuration qui coupe l'élément en deux. J'ai l'impression bien nette que les spores ordinaires mûres n'ont pas cette possibilité.

Au point de vue de la distribution des spores, il existe trois types d'*Anisomitus* : 1° A. à segments tous unispores ; 2° A. à segments tous bispores ; 3° A. mixtes.

Je n'ai pu observer, jusqu'ici, la germination sporale qui ne s'opère peut-être pas de la même façon dans les deux sortes d'éléments reproducteurs.

Position systématique et affinités. — Par la structure et le mode de division de ses éléments, l'*Anisomitus denisi* s'apparente étroitement aux bactéries et si sa sporulation ne présentait pas quelques particularités, je n'hésiterais pas à le placer au voisinage immédiat des *Bacillaceæ*. Il rappelle en effet les formes filamenteuses (1) qui vivent en saprophytes dans l'intestin de beaucoup d'arthropodes et parmi lesquelles je citerai l'*Hygrocrocis intestinalis* Valentin, les *Arthromitus* sp. et la *Mouliniea cetoniæ* Ch. Robin. J'ai eu l'occasion

(1) Ces schizophytes ne sont pas mentionnés dans la dernière édition du *Bergey's Manual*, pas plus d'ailleurs que les *Bacillus enterothrix* Collin, *Spirobacillus*, *Metabacterium*, etc...

d'étudier ces diverses formes et je les considère comme des *Bacillaceæ* filamenteuses. Elles sont pourvues de certains dispositifs morphologiques, tel que l'appareil de fixation, qui se retrouvent chez l'*Anisomitus*.

La forme en massue et la double sporulation font penser au *Crenothrix polyspora* Cohn. Mais cette Chlamydobactériale (au sens de Migula et de Buchanan) a, avec notre protiste, plutôt des analogies que de réelles affinités. Elle vit dans les eaux courantes, fixée à un substratum quelconque ; une épaisse gaine gélatineuse imprégnée d'oxyde de fer l'entoure quand elle est adulte. La sporulation n'a jamais été observée dans cette espèce qui se propage par conidies. Les travaux de Cohn, de Zopf et de Migula fournissent des données précises sur la formation des éléments reproducteurs. Le contenu des cellules de l'extrémité libre se détache des parois et se condense en une masse sphérique qui se divise, suivant les trois directions de l'espace, en un grand nombre de petits éléments arrondis et immobiles (au moins 16) ; ce sont les microconidies. Au niveau de la zone où elles se différencient, le filament devient deux ou trois fois plus large, ce qui explique sa forme générale en massue. Les microconidies renferment souvent une vacuole centrale ; il n'est pas possible de distinguer sûrement leur membrane.

Dans d'autres filaments, les conidies sont beaucoup plus grandes, on les nomme macroconidies ; la cellule qui les a engendrées ne s'est divisée qu'en deux ou en quatre éléments. Quel que soit le cas envisagé, la conidie provient directement d'une cellule végétative, ne possède pas de membrane nettement différenciée et ne peut être considérée comme un élément durable puisqu'elle donne un autre individu sans passer par un stade de repos.

Ces caractères ne s'appliquent pas aux spores de l'*Anisomitus* ; celles-ci sont élaborées au sein d'un élément végétatif et pourvues d'une épaisse membrane. J'estime qu'il n'est pas téméraire de les interpréter comme étant des stades de résistance. Les rapports avec *Crenothrix* et partant avec les Chlamydobactériales résident surtout dans l'analogie des formes.

J'incline donc à rapprocher *Anisomitus denisi* des *Bacillaceæ* filamenteuses, mais je ne veux pas être affirmatif tant que les rapports entre ces formes et les Chlamydobactériales ne seront pas mieux établis. On ne peut assigner avec sûreté une place systématique à notre protiste alors que la connaissance des schizophytes filamenteux reste aussi rudimentaire (1). Je signale enfin que l'*Anisomitus* rappelle

(1) Je profite de cette occasion pour signaler que j'ai assisté chez un *Anabaenium* du cobaye, probablement *Anabaenium brumpti* Langeron, à la sporulation qui s'opère par voie endogène.

par bien des points l'*Entomitus* (*Arthromitus*) *batrachorum* (Collin) que j'ai rangé dans la famille des Oscillospiracées ; certains de ses filaments libres et sporulés seraient superposables à ceux de cette espèce s'ils possédaient des disjoncteurs.

RÉSUMÉ

Anisomitus denisi : schizophyte filamenteux, fixé aux cellules épithéliales de l'intestin du canard. Double sporulation. Affinités avec les Bacillacées et les Oscillospiracées.

BIBLIOGRAPHIE

- BERGEY. — *Manual of determinative bacteriology*, revu par un comité de savants Américains. Baltimore, 1923.
- COLLIN (B.). — Sur un ensemble de Protistes parasites des Batraciens. *Arch. Zool. expér. et génér.*, LI, 1913, N. R.
- COHN (F.). — Ueber den Brunnenfaden (*Crenothrix polyspora*). *Beiträge z. Biol. d. Pflanzen*, I, 1875.
- GRASSÉ (P.). — Notes protistologiques : I. La sporulation des Oscillospiracées ; II. Le genre *Alysiella* Langeron, 1923. *Arch. Zool. expér. et génér.*, LXII, 1924, N. R.
- LANGERON (M.). — Les Oscillariées parasites du tube digestif de l'homme et des animaux. *Ann. Parasitologie*, I, 1923.
- LEIDY (J.). — Research in Helminthology and Parasitology. *Smithsonian Miscellaneous Collections*, XLVI, 1904.
- MIGULA (W.). — Schizomycetes, in *Pflanzen-Familien* von Engler und Prantl, Leipzig, 1895.
- *System der Bakterien*. Jena, 1897.
- ROBIN (Ch.). — *Histoire naturelle des végétaux parasites*, Paris, 1853.

Laboratoire de Protistologie. Faculté des Sciences de Montpellier.

UNE NOUVELLE PREUVE DE LA POSSIBILITÉ DE CULTIVER *ENTAMÆBA DYSENTERIÆ* TYPE *HISTOLYTICA* ⁽¹⁾

Par Jaroslav J. DRBOHLAV, M. D., P. H. D.
de l'Institut d'Hygiène d'Etat, Prague (Tchécoslovaquie)

L'année dernière, travaillant au laboratoire de Pathologie Comparée, dirigé par le professeur E.-E. Tyzzer, de l'Université de Harvard, Boston, U. S. A., le D^r W.-C. Boeck et moi sommes arrivés par hasard à démontrer qu'il est possible de cultiver *E. dysenteriae*, contrairement à l'opinion généralement admise jusque-là. Deux souches d'origine différente ont été isolées à ce moment.

Retournant à Prague après un voyage d'études aux Etats-Unis, je n'ai pu transporter les subcultures au-delà des mers, étant données les difficultés techniques de conservation sur les navires et en voyage. Mais, en arrivant à Londres, l'hospitalité me fut donnée au Wellcome Bureau of Scientific Research par le D^r Wenyon et le 3 novembre une troisième souche fut isolée d'un cas fourni par le professeur Manson-Bahr. Le 7 novembre, nouveau cas et nouvelle culture. Je sais que la première souche de Londres est conservée encore à l'heure actuelle. Un chat fut inoculé avec la huitième subculture et l'infection fut évidente neuf jours après. Deux fois on essaya de cultiver les amibes provenant des matières de ce chat, et deux fois on y réussit sans difficulté.

La méthode fut exposée à la réunion de la Société Royale de médecine tropicale et d'hygiène de Londres, le 20 novembre 1924.

En arrivant à Paris, je reçus l'hospitalité du professeur Brumpt, au Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine et, après avoir préparé les milieux nécessaires, une nouvelle souche fut obtenue le 22 janvier, en partant d'un cas de dysenterie amibienne contractée en France. C'est la cinquième souche obtenue directement en partant de l'homme, chacun de ces 5 cas ayant une origine différente. Je désire exprimer mes remerciements au D^r Goiffon qui a eu l'amabilité de m'adresser les selles d'un malade soigné par lui.

Deux jeunes chats inoculés le 12 et le 14 mars avec des amibes de la 33^e génération, tombèrent malade et moururent de dysenterie

(1) Traduit du manuscrit original par le D^r Henri GALLIARD.

amibienne typique. La démonstration de la méthode fut faite à la réunion de la Société de pathologie exotique du 11 février 1925.

Jusqu'à ce moment le milieu original de W.-C. Boeck et la gélose-sang furent seuls utilisés. Ayant la possibilité de continuer mes recherches au Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Paris, grâce à la générosité de l'« International Health board » qui prolongea la durée de ma bourse, je me suis appliqué surtout à simplifier la méthode de culture. Sur le milieu original de Boeck, les amibes vivaient de 3 à 6 jours et les repiquages devaient être faits tous les 3 ou 4 jours.

Le milieu de gélose-sang, utilisé pour démontrer la phagocytose des hématies par *E. dysenteriae in vitro*, ne donne pas non plus des résultats très satisfaisants, ni constants, car, étant très nutritif, les bactéries s'y multiplient d'une façon intense et élaborent probablement des produits toxiques qui tuent rapidement les amibes. Pour cela, je décidai d'étudier séparément toutes les substances composant la gélose-sang pour découvrir celles qui étaient indispensables à la culture. Ces substances étaient : la gélose, les sels, le sang, le liquide ovomucoïde destiné à couvrir les milieux.

Les résultats furent les suivants : gélose à 1,4 p. cent avec 0,5 p. cent de chlorure de sodium.

On prépara d'abord des tubes de gélose N.N.N., c'est-à-dire 1,4 p. cent de gélose dans l'eau distillée, 0,5 p. cent de NaCl, remplis de liquide ovomucoïde après inclinaison et solidification. Dans ce milieu, des amibes de culture,ensemencées, se multiplièrent bien, la culture étant plus riche qu'avec le milieu à l'œuf. Les bactéries étaient peu nombreuses étant donné la faible valeur nutritive du milieu, mais elles étaient en nombre suffisant pour servir de nourriture aux amibes. Pour la même raison, la réaction du milieu ne changea pas très vite, ce qui explique peut-être ce fait que les amibes vécurent bien, sans repiquage, de 10 à 24 jours.

Pour savoir quelles étaient les substances pouvant améliorer ce milieu si simple, on sema des tubes de gélose à la glycérine, de gélose ascite, de gélose peptonée, recouverts de liquide ovomucoïde. Des cultures furent obtenues, mais ces milieux étaient très inférieurs, toujours pour les mêmes raisons : multiplication des bactéries, élaboration de produits toxiques et acidification rapide du milieu. Les amibes ainsi obtenues étaient d'un type plus petit et dégénéraient rapidement en quelques jours.

De même l'utilité du sel fut recherchée ; la gélose N.N.N. fut préparée avec de l'eau distillée. Il n'y eut pas de culture, malgré la présence de bactéries pouvant servir de nourriture aux amibes. De même un milieu hypertonique, avec 0,6 p. cent de NaCl, ne fut pas favorable.

Pour donner la possibilité aux amibes de phagocyter des hématies, le milieu fut additionné de quantités variables de sang de lapin, de chat et d'homme. Aucun résultat satisfaisant ne fut obtenu, en raison de la multiplication intense des bactéries. Il en fut de même avec du sang inactivé à 56° pendant une demi-heure.

La gélose N.N.N. fut additionnée ensuite d'hémoglobine en poudre (0,5 p. cent à 5 p. cent). Les tubes furent passés à l'autoclave, inclinés, puis on y ajouta du liquide à l'œuf. Là encore les bactéries pullulaient et les amibes étaient peu nombreuses. Les résultats obtenus furent encore plus mauvais avec de l'hémoglobine sèche, à froid, dans le liquide de Ringer et après filtration au filtre Berkefeld. L'hémoglobine n'était donc pas nécessaire à la culture des amibes.

La gélose-sang, coagulée à 100° pendant 30 minutes (chocolate medium) et recouverte ensuite de liquide ovomucoïde, donna de très bons résultats. Les amibes étaient très nombreuses et de grande taille, les bactéries assez rares. Les amibes vécurent sans repiquage de 8 à 12 jours. Ce milieu parut excellent pour isoler les amibes en partant du chat, mais non de l'homme et pour conserver les souches au laboratoire.

De plus, quand ces amibes sont conservées longtemps sur leur milieu peu nutritif, comme la gélose pour milieu N.N.N., un simple passage sur ce milieu leur rend leur vitalité.

M'inspirant des expériences de culture d'*Histomonas meleagridis*, parasite du blackhead, qui paraît choisir électivement les granules d'amidon, j'ai préparé deux milieux : l'un composé d'une solution de Ringer, avec un régulateur et 1 p. cent d'amidon, répartie dans des tubes de gélose ordinaire ; l'autre formé de gélose, avec 1 p. cent d'amidon, dissoute dans la solution de Ringer avec régulateur, solidifiée et recouverte de liquide ovomucoïde. Dans le premier cas, les résultats furent satisfaisants ; ils furent meilleurs encore dans le second. Ce milieu était de plus préférable à la gélose ordinaire. Une culture d'*E. dysenteriae* était encore vivante et donna une sub-culture positive au bout de 27 jours. La virulence en était conservée ainsi que le prouvèrent les inoculations au chat.

La gélose à l'amidon doit être préparée avec le liquide de Ringer et un produit régulateur, car les bactéries se multipliant, le plan solide est morcelé, le milieu devient rapidement acide et les amibes ne se développent plus.

Après cette étude de la base solide du milieu, j'ai étudié la partie liquide. Comme je l'ai décrit en détail dans mon premier article sur la culture d'*E. dysenteriae*, la solution de Locke, avec 1/8 ou 1/10 de sérum d'homme ou de cheval, fut employée pour recouvrir les

milieux solides à l'œuf ou à la gélose. En raison de la multiplication des bactéries, j'ai eu recours à la solution de Locke avec albumine d'œuf, à cause de son léger pouvoir bactéricide. Mais plus tard on nota que la fermentation du glycose de la solution de Locke, due aux bactéries, acidifiait rapidement le milieu. La solution de Ringer fut alors utilisée pour la préparation du liquide ovomucoïde.

J'ai supprimé la filtration du liquide au Berkefeld et simplifié la méthode en ajoutant un ou deux blancs d'œuf à un litre de solution de Ringer dans un flacon à billes de verre et en agitant fortement pour dissoudre et homogénéiser ; les impuretés se déposent rapidement et le liquide surnageant est réparti dans les différents tubes. En manipulant les œufs avec soin, on ne risque aucune contamination nuisible.

J'ai recherché un liquide pouvant être stérilisé à l'autoclave. Les substances suivantes dissoutes dans la solution de Ringer, dans la proportion de 1 p. cent à 5 p. cent, furent essayées : nucléine, créatine, inuline, amidon, dextrine, glycose, caséine et levure. Les amibes se multiplièrent seulement dans les solutions suivantes : 1 p. cent de nucléine, 1 p. cent de dextrine, 1 p. cent d'amidon, 1 et 5 p. cent de caséine, mais mal et insuffisamment pour que l'on pût employer ces solutions pour la culture courante.

Au cours de recherches sur l'enkystement, j'ai remarqué que la quantité de liquide joue un rôle important. Les expériences furent faites avec les milieux à la gélose et à la gélose-sang, en faisant varier la quantité du liquide ovomucoïde de 1/2 cc. à 8 cc.

Sur le milieu solide sec, aucun développement. A partir de 1/2 cc., la culture est positive, elle est abondante quand le liquide atteint 3 à 4 cc. et diminue ensuite ; de 6 à 8 cc., la culture est nulle. Ceci s'accorde avec le fait que la culture sous une couche d'huile ou par la méthode de Buchner est impossible. *E. dysenteriae* semble être partiellement aérobie.

La question du pH du milieu est également d'une importance vitale et fut déjà mentionnée dans le premier travail original. Le mucus sanglant des selles humaines et des selles de chats inoculés est neutre ou légèrement alcalin (pH 7-7,2). Au contraire, les selles de chats infectés, avant la période des mucosités sanglantes, est fortement acide (pH 5,4-6,4), mais cependant on y voit souvent de nombreuses amibes. Des séries de tubes furent donc préparées d'une acidité variant de 5,0 à 8,2. Aucune culture ne fut observée de 5,2 à 6,2. Les cultures débutèrent à 6,4, étaient très abondantes à 7,4 et continuaient à 8,2. Il en fut de même quand la variation d'acidité était produite par les bactéries. Aussitôt que la réaction devient acide, plus bas que pH 6, le nombre des amibes diminue ;

elles dégénèrent et meurent. Exceptionnellement on en trouva un nombre considérable dans des tubes pH 5,4, mais elles moururent rapidement. Dans les tubes de gélose, quand la réaction d'une culture dégénérée est ramenée à pH 7,4 par addition de NaOH ou KOH dans la solution de Ringer, les amibes se multiplient de nouveau et retrouvent leur apparence normale et leur vitalité.

Cette importance vitale de la réaction du milieu me conduisit à rechercher les substances susceptibles d'empêcher l'acidification. En premier lieu, l'addition de 0,5 p. cent de phosphate monopotassique fut essayée en raison des propriétés empêchantes de ce corps.

D'autre part, le carbonate de calcium qui absorbe l'excès d'acide fut essayé mais avec résultat partiel dans les deux cas. On ne put trouver le moyen d'empêcher le changement lent de la réaction du milieu et, aussi longtemps que nous aurons des cultures contenant des bactéries variées, les chances de succès seront douteuses.

En partant de ce principe, des essais furent tentés de nourrir les amibes avec des bactéries tuées ou d'obtenir une culture pure avec une seule espèce de bactérie, parmi celles qui produisent peu d'acidité (*typhosus*, *fæcalis alcaligenes*, etc.), mais sans succès apparent.

J'ai essayé également de résoudre ou d'élucider la question de l'enkystement. L'action du scatol fut essayée, d'après le rapport de Cutler. Différentes solutions de scatol dissoutes dans la solution de Ringer furent ajoutées au liquide ovomucoïde des tubes de cultures de façon à obtenir des dilutions de 0,5 à 25 p. cent, mais sans résultat. Les amibes vivaient ou mouraient dans ces tubes sans enkystement. D'autres substances, telles que la bile, l'urine, la créatine, la nucléine, l'inuline, la caséine, la dextrine, l'amidon, donnèrent le même résultat. Pensant que la dessiccation lente du contenu du gros intestin pouvait provoquer la formation de kystes, le liquide de tubes de cultures positives était retiré peu à peu jusqu'à dessiccation complète ; jusqu'à 1/2 cc. les amibes vivaient, puis ensuite dégénéraient et mouraient.

De même l'ensemencement sur un milieu semi-solide de gélose, avec 1,5 p. cent d'amidon, liquéfié et refroidi, juste avant solidification, ne donna aucun résultat. Le refroidissement des cultures positives au-dessous de 30° fit mourir les amibes sans faire paraître les kystes. Les variations du pH furent essayées sans plus de résultat.

Après avoir réussi la culture et conservé les amibes pendant longtemps dans un même tube, je me suis demandé si ces amibes ne perdaient pas leur vitalité et leur pouvoir infectant pour le chat. Huit petits chats de 400 à 700 grammes furent inoculés à différents intervalles avec des amibes de la 45^e à la 51^e génération, après une

culture de 4 à 5 mois, provenant du milieu gélose simple et gélose-sang chauffé. Tous les chats, sauf un, moururent et montrèrent des lésions typiques de dysenterie, 4, 5, 9, 13 et 15 jours après l'inoculation. L'insuccès s'explique par le fait que le chat rendit le liquide peu de temps après l'inoculation. C'est donc une preuve que les amibes, même après une culture prolongée, ne perdent pas leur pouvoir infectant. La durée de l'incubation n'était pas plus longue que lorsque l'on inocule des matières humaines, ou par passage de chat à chat. La quantité d'amibes inoculée semble être en rapport avec la durée de l'incubation.

Il semble donc important d'attirer l'attention sur notre technique d'inoculation qui a été décrite dans le premier article mais auquel on doit ajouter quelques observations. Le chat est endormi à l'éther ce qui supprime son tonus intestinal. On peut masser l'intestin pour en exprimer auparavant l'excès des matières, et même lui laver l'intestin avec une solution physiologique. Puis 5 à 10 cc. de la culture diluée sont inoculés au moyen d'une longue canule introduite dans le rectum aussi loin que possible. Puis la canule est retirée, l'anus est nettoyé à l'éther, puis recouvert d'une couche de collodion et d'un morceau impalpable de coton hydrophile. La narcose est maintenue jusqu'à dessiccation complète du collodion. Le chat est ensuite remis dans sa cage et nourri au lait. Après 36 à 48 heures, on ramollit le bouchon anal avec de l'éther et on le retire avec des pinces. D'habitude dans les matières émises alors on trouve déjà des amibes en nombre considérable, ce qui prouve que l'infection a déjà débuté. Quand le bouchon est laissé plus de 2 jours, le chat peut mourir d'intoxication, parfois le chat en présente les symptômes plus tôt. Mais en général cette période de 36 à 48 heures est suffisante pour obtenir 100 p. cent de succès. Quand les chats sont plus âgés, il est prudent de leur mettre un collier spécial qui les empêche d'arracher le bouchon avec leurs dents.

PREScriptions POUR LA PRÉPARATION DES MILIEUX :

Solution de Ringer :

Eau distillée	1.000 cc.
Chlorure de sodium	6 gr.
Chlorure de potassium	0 gr. 10
Chlorure de calcium	0 gr. 10
Bicarbonate de sodium	0 gr. 10

Quand on veut « amortir » la solution, on ajoute 0,5 p. cent, c'est-à-

dire 5 gr. par litre, de phosphate monopotassique. La réaction du milieu doit être ramenée à pH 7,4 avec KOH ou NaOH.

Liquide ovomucoïde :

Un flacon à billes de verre de un litre, stérile, est rempli à moitié avec la solution stérile de Ringer. Nettoyer un œuf avec de l'alcool, le laisser sécher dans une boîte de Pétri stérile et se désinfecter les mains aussi bien que possible, briser la coquille et verser le blanc d'œuf dans la solution. Eviter surtout d'ajouter des traces de jaune. La bouteille est bouchée et secouée pendant plusieurs minutes pour dissoudre. Si la solution de Ringer présente un pH 7,2 à 7,4 la réaction du produit obtenu est identique. La solution peut alors être répartie dans les tubes, sans filtration.

Base solide de gélose N.N.N. :

Solution de Ringer avec régulateur pH 7,4.....	1 litre
Gélose pour milieu N.N.N.	14 gr.

Dissoudre à l'autoclave, stériliser 30 minutes, répartir en tubes, incliner. Après solidification, recouvrir de liquide ovomucoïde.

Milieu à l'amidon :

Solution de Ringer avec régulateur pH 7,4	1 litre
Gélose	14 gr.
Amidon	10 gr.

Dissoudre et stériliser à l'autoclave 30 minutes, répartir en tube, incliner, recouvrir de liquide albumineux après refroidissement. Ne jamais dissoudre la gélose dans un milieu acide, ce qui l'empêche de se solidifier.

Milieu gélose-sang chauffé :

Préparer le milieu N.N.N. ordinaire avec un sang quelconque, chauffer les tubes inclinés à 100° pendant 30 minutes. Le milieu prend une couleur chocolat. Refroidir et recouvrir de liquide ovomucoïde.

RÉSUMÉ

J'ai donné une nouvelle preuve de la possibilité de cultiver *E. dysenteriae*. Deux souches provenant de l'homme ont été isolées en Angleterre, et une troisième, provenant d'un cas autochtone de dysenterie, a été isolée à Paris.

La souche française, actuellement au 65^e passage, est conservée depuis 6 mois, en bonne condition. A l'heure où j'écris cet article, les amibes ont gardé toutes leurs propriétés morphologiques et biologiques. Les essais de culture à partir de chats infectés furent nombreux et toujours aisés.

Une étude détaillée des conditions de culture a été faite et plusieurs milieux ont été proposés. La gélose ordinaire préparée avec une solution de Ringer, la gélose avec amidon préparée avec la même solution, mais amortie, les deux milieux étant recouverts de liquide albumineux, peuvent servir de bons milieux de conservation. Les amibes ont vécu parfois de 24 à 27 jours dans un même tube quand la réaction du milieu ne changeait pas.

Le milieu N.N.N. chauffé est en réalité une amélioration du milieu au sang ordinaire que nous avons utilisé au début. Il peut être utilisé aussi bien pour isoler une souche que pour la conserver.

Les amibes se multiplient rapidement et vivent de 8 à 12 jours. Ce milieu est commode à employer dans les laboratoires de protozoologie où il est d'un usage courant et on peut également utiliser les tubes de rebut. Ce même milieu convient également bien aux divers flagellés intestinaux, *Trichomonas*, *Blastocystis*, etc.

La préparation du liquide ovomucoïde a été simplifiée par suppression de la filtration.

Par hasard j'ai observé qu'en ajoutant 1 p. cent de dextrine à la solution de Ringer servant à préparer le liquide ovomucoïde que l'on ajoute aux divers milieux solides, on évite la multiplication des *Blastocystis* ; les amibes sont indemnes du moins pendant un certain temps. Après quelques repiquages sur ce milieu spécial, il faut revenir au milieu ordinaire. Cette découverte m'a beaucoup servi, car souvent les *Blastocystis* m'ont considérablement gêné : les cultures contaminées étaient toujours perdues.

D'autres détails concernent l'importance du pH du milieu, de la température et de la quantité de liquide. La question de l'enkystement n'est pas résolue.

Pour réussir la culture des amibes, il faut observer strictement certaines prescriptions : les matières doivent être fraîchement émises et tièdes, les milieux doivent être à 37° au moment de l'ensemencement. Pour l'examen des amibes de tout genre, le microscope en chambre chaude est indispensable. Cet appareil a été décrit dans le dernier numéro de ce journal.

Les détails de l'inoculation aux animaux ont été également donnés.

Je désire exprimer ma reconnaissance au professeur Brumpt pour l'hospitalité qu'il m'a donnée dans son laboratoire, pour

toutes ses suggestions et pour l'aide qu'il m'a apportée dans mon travail, ainsi qu'au D^r Langeron, chef de laboratoire, qui m'a aimablement fourni tous les documents qui m'étaient nécessaires.

BIBLIOGRAPHIE

- BOECK (W.-C.) et DRBOHLAV (J.). — *American Journal of Hygiene*, 1925.
- BRUMPT (E.). — L'étuve à microscope de N. Foot. *Ann. de Parasitologie*, III, N° 3, juillet 1925, p. 252.
- CUTLER. — Observations on *Entamæba histolytica*. *Parasitology*, XI, N° 2, février 1919, p. 127.
- DRBOHLAV (J.). — Démonstration and explanations of the method for cultivation of *Entamæba histolytica*. *Transactions of the Royal Soc. of Trop. Medic. and Hyg.*, XVIII, 20 novembre 1924, p. 238-240.
- Présentation d'amibes dysenteriques en culture. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVIII, 11 février 1925, p. 121.
- Cultivation of *Histomonas meleagridis*, parasite of blackhead. *Report given on the meeting of the Assoc. of Americ. bacter. and pathol. at Buffalo*, april 1924. *Amer. Jour. of pathology*, 1924.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

**CULTURE D'ENTAMŒBA DYSENTERIÆ
TYPE TETRAGENA MINUTA ⁽¹⁾**

Par **Jaroslav J. DRBOHLAV, M. D., P. H. D.**

Après la réussite de la culture d'*E. dysenteriae*, j'ai cherché à cultiver d'autres amibes au point de vue de l'étude comparée de leurs propriétés biologiques et morphologiques, quand elles sont conservées dans un même milieu et dans les mêmes conditions.

J'ai eu la chance, grâce au professeur Brumpt, de trouver un produit riche en formes végétatives d'*E. dysenteriae* type *tetragena minuta*.

Le milieu de W.-C. Boeck (milieu solide à l'œuf recouvert de liquide ovomucoïde) et la gélose-sang furentensemencés le 23 janvier 1925 avec ce produit contenant des formes végétatives et des *Blastocystis*.

Les amibes se multiplièrent dans les deux milieux, mais en petit nombre, probablement à cause des *Blastocystis*. Les cultures furent repiquées tous les 2 ou 3 jours pendant un mois, au bout duquel les *Blastocystis* pullulèrent à un tel point que les amibes disparurent complètement.

Etant donné que les *Blastocystis* de l'homme, ainsi que me l'a signalé le prof. Brumpt ne se multiplient pas chez le chat, 3 jeunes chats furent inoculés avec des matières humaines contenant les formes végétatives d'*E. minuta*, quelques kystes et de nombreux *Blastocystis*. Vingt-quatre heures après, quand le tampon anal de l'animal fut enlevé, on trouva des amibes et des *Blastocystis* ; mais 3 ou 4 jours après, les *Blastocystis* disparurent et il ne restait que des amibes avec des *Trichomonas*. L'infection à *Trichomonas* était présente avant l'inoculation des amibes, mais ne parut pas influencer l'abondance des amibes dans les cultures.

Les matières du chat, ainsi débarrassées des *Blastocystis*, furentensemencées dans des tubes de milieu de Boeck, de gélose ordinaire pour milieu N. N. N., et de gélose-sang chauffé. Les amibes se multiplièrent bien malgré l'abondance des *Trichomonas*. Cette seconde souche, isolée le 24 mars, est toujours conservée à l'heure actuelle et en est à sa 38^e génération.

(1) Traduit du manuscrit original par le Dr Henri GALLIARD.

Les conditions de culture semblent être les mêmes que pour *E. histolytica* ; *E. minuta* pousse sur les mêmes milieux, exige un pH 6, 8-7, 6, avec optimum 7, 3 et n'est pas anaérobie. La hauteur du liquide doit être de 2 à 3 cm.

Le problème de l'enkystement n'a pas été élucidé, malgré l'essai de substances telles que scatol, bile, urine, glycogène, dextrine, caséine, créatine, inuline. De même la dessiccation lente, l'ensemencement sur milieu semi-solide, les variations de température et de réaction, ne donnèrent non plus aucun résultat.

Observées au microscope en chambre chaude à 37°, les amibes se montrent très actives, mais un peu moins que les formes *histolytica*. Le protoplasme rempli de bactéries est moins réfringent. Le noyau est également visible à un fort grossissement.

Les pseudopodes sont sphériques et se forment rapidement ; l'amibe se meut sur place ou rampe directement hors du champ. Ces formes mesurent environ 12 à 17 μ quand elles sont rondes, 20 à 27 μ quand elles sont allongées. Nous avons essayé de les nourrir avec des hématies de sang humain, de la même façon que pour le type *histolytica*, mais sans succès jusqu'à ce jour.

Pour établir quel est le pouvoir pathogène de la forme culturale, 3 jeunes chats (N°s 502, 503, 504) furent inoculés le 4 avril par le rectum, chacun avec 10 cc. du produit de la 14° subculture, avec fermeture de l'anus au collodion. Les deux premiers (502-503) rendirent le produit d'inoculation le même jour et demeurèrent négatifs. Le 3° (504) fut débarrassé de son tampon anal le 2° jour et des amibes furent trouvées dans ses matières. Jusqu'au 23 avril on observa dans les selles glaireuses, mais non sanglantes, de nombreuses amibes. Lentement le nombre en diminua et, le 30 avril, les amibes disparurent et les fèces semblaient de consistance normale.

Deux autres chats (N°s 618 et 619) furent inoculés avec la 20° génération de la culture de *E. minuta*, le 26 mai ; deux jours après, après débouchage de l'anus, les deux chats étaient infectés. On trouva de nombreuses amibes, pas de globules rouges. Les selles étaient glaireuses, non sanglantes. Le chat 619 mourut le 6° jour d'entérite secondaire, sans aucune lésion spécifique.

Le chat 618, mourut le 9 juin, 12 jours après l'inoculation, d'infection secondaire, montrant une muqueuse du gros intestin intacte, un peu épaissie, près de la valvule iléocœcale et de nombreuses amibes dans son contenu semi-fluide.

L'hémoculture montre dans les 2 cas que la septicémie était la cause de la mort. Les amibes provenant de ces deux chats purent être cultivées.

RÉSUMÉ

E. dysenteriae type *tetragena minuta* a été cultivée dans les mêmes conditions que *E. dysenteriae* type *histolytica*. Les caractères morphologiques sont pratiquement les mêmes, mais leur biologie est partiellement différente. L'absence d'amibes hématophages chez le chat inoculé avec des cultures et l'échec de la tentative de les nourrir *in vitro* avec des hématies, contrastent avec ce qui a été observé pour le type *histolytica*. J'ai pu obtenir 38 passages en trois mois.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

CULTURE D'ENTAMŒBA GINGIVALIS

(GROS, 1849), BRUMPT, 1913 ⁽¹⁾

Par Jaroslav J. DRBOHLAV, M. D., P. H. D.

Après avoir réussi la culture d'*E. dysenteriae* par la méthode découverte par W.-C. Boeck et moi, je me suis demandé si le même milieu ne pouvait être utilisé pour la culture d'autres amibes. *E. gingivalis* fut spécialement l'objet de mes recherches, mais à Boston, je ne pus me procurer le matériel nécessaire. A Londres un cas d'infection gingivale me fut fourni par le Dr Wenyon, mais, les amibes étant très rares à l'examen direct, furent conservées 4 jours seulement en culture ; après le deuxième repiquage la souche fut perdue.

Etant à Paris, un bon matériel me fut fourni par le professeur E. Brumpt et des tubesensemencés le 23 janvier permirent d'obtenir une souche qui, au moment de la publication de cette note, en est à sa 62^e subculture.

Les milieux employés sont les mêmes que pour la culture d'*E. dysenteriae* et la seule différence macroscopique réside en ce que dans les tubesensemencés le liquide surnageant est tout à fait limpide ; le nombre des bactéries est donc beaucoup moins grand. Les amibes se multiplient au fond du tube ; il est nécessaire de racler la base du plan incliné solide, car les amibes, de même que dans le cas d'*E. dysenteriae*, rampent dans les couches superficielles du milieu solide.

La première fois, pendant 2 mois, les milieux de Boeck (œuf coagulé et le liquide ovomucoïde) et la gélose-sang, furent utilisés. Après avoir réussi la culture d'*E. dysenteriae* sur d'autres milieux, j'ai essayé les milieux : gélose-sang chauffé, gélose N.N.N. et gélose à l'amidon.

Le premier parut excellent : les amibes pullulaient et vivaient de 5 à 10 jours dans un même tube. La gélose ordinaire N.N.N. et la gélose à l'amidon ne donnèrent aucun résultat au début, tant que l'on n'eut pas ajouté du carbonate de calcium pour neutraliser l'acidité produite par les bactéries. Les amibes alors se développèrent en grand nombre, parfois pendant 7 à 12 jours. Les milieux

(1) Traduit du manuscrit original par le Dr Henri GALLIARD.

préparés avec une solution tampon (ou régulateur), ne furent pas favorables. Il semble que le calcium soit indispensable au développement d'*E. gingivalis*.

La réaction optima est entre pH 6, 8-7, 2, mais les amibes furent trouvées dans des tubes dont le pH était aussi bas que 5,4 et aussi haut que 8,2. La culture ne se développait pas quand l'ensemencement était fait directement dans des tubes pH, 5, 4-6, 3. Ceci indique que, pour *E. gingivalis*, il faut un milieu légèrement plus acide que pour *E. dysenteriae*.

En recherchant quelles étaient les meilleures solutions liquides j'ai trouvé que les amibes vivaient et se développaient plus ou moins dans 1 p. cent de glycogène, 1 p. cent de dextrine dans la solution de Ringer (pH 7,2). La salive diluée dans la solution de Ringer et filtrée au Berkefeld ne parut pas supérieure au liquide oxomucoïde. De même des émulsions chauffées ou non chauffées de leucocytes dans la solution de Ringer ne donnèrent pas de résultat. Dans les amibes de la bouche de l'homme on trouve souvent des leucocytes intacts, ou partiellement digérées ou parfois un noyau altéré. Mon expérience prouve que les amibes n'ont pas une prédilection spéciale pour les leucocytes et se nourrissent surtout de bactéries.

Jamais on n'observa de kystes, malgré l'essai du scatol et autres substances.

La température optima est 37°, mais les amibes vivent aussi à 30°. La culture ne se développe pas à la température ordinaire et les cultures positives meurent sans produire des formes de résistance.

En ce qui concerne la morphologie des amibes de culture, elles sont plus petites que les formes d'*E. dysenteriae* et mesurent environ $20 \times 3 \mu$ - $30 \times 5 \mu$, quand elles sont allongées et 10-23 μ , quand elles sont rondes. Observées au microscope dans la chambre à 37°, les amibes sont nettement moins actives qu'*E. dysenteriae*, poussant simultanément des pseudopodes lobés dans toutes les directions.

Les bactéries ingérées sont aisément visibles à un fort grossissement, mais le noyau est invisible.

J'ai essayé de nourrir ces amibes avec des hématies, en additionnant de sang humain dilué la préparation microscopique et en les cultivant sur un milieu additionné de sang humain, mais en aucun cas ces amibes ne deviennent hématophages.

Pour savoir si *E. gingivalis* peut s'adapter à l'intestin et si elle produit de la pyorrhée, les deux expériences suivantes furent faites :

Un jeune chat fut inoculé avec 10 cc. de la 30^e génération d'*E. gingivalis* : l'anus fut bouché par ma méthode au collodion. Au bout de 48 heures, le bouchon fut retiré, mais l'examen fut négatif et le demeura 20 jours. A ce moment pour vérifier si le chat ne présentait pas une immunité naturelle vis-à-vis des amibes pathogènes, on lui inocula 10 cc. de la 51^e génération d'une culture d'*E. dysenteriae*. Le chat présenta des amibes 3 jours après l'inoculation et mourut de dysenterie typique quelques jours plus tard.

Un jeune chien fut anesthésié et 1 cc. du sédiment d'une culture riche d'*E. gingivalis* fut injecté avec une seringue dans la gencive autour des dents, à des profondeurs différentes. Le chien fut en observations pendant plus d'un mois, mais ne montra jamais d'infection.

Quoique ces deux expériences ne soient pas absolument convaincantes, elles peuvent néanmoins contribuer à prouver que *E. gingivalis* n'est pas pathogène et que cette amibe ne peut vivre ni se développer dans l'intestin du chat.

- RÉSUMÉ

La possibilité de cultiver *E. gingivalis* est décrite en détail de même que les conditions de culture. Une souche isolée à Paris a été conservée jusqu'à la 47^e génération sur différents milieux, pendant 6 mois. On n'y a trouvé que des formes végétatives et aucun kyste dans aucune condition.

L'inoculation dans l'intestin du chat et dans les gencives d'un jeune chien n'ont donné aucun résultat.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

CULTURE D'ENTAMÆBA COLI

LOESCH, 1875, EMEND. SCHAUDIN, 1903 ⁽¹⁾

Par Jaroslav J. DRBOHLAV, M. D., D. P. H.

Ayant réussi la culture de certaines amibes, *E. dysenteriae*, *E. gingivalis* et *E. minuta*, j'ai essayé de cultiver *E. coli* ; grâce au Dr Larrousse, j'ai obtenu un bon matériel contenant des formes végétatives d'*E. coli*, mais avec de nombreux *Blastocystis*. Dans mon travail sur *E. minuta*, j'ai montré que le passage par le chat, ainsi que le prof. Brumpt le recommande, permet de se débarrasser des *Blastocystis*, mais cette méthode ne parut pas pratique en ce qui concerne des amibes non pathogènes pour le chat. Toutefois j'ai montré que les *Blastocystis* dégénèrent et meurent dans une solution de Ringer contenant 1 pour cent de dextrine, tandis que les amibes résistent un certain temps et cette méthode fut employée avec succès.

Les matières furentensemencées le 30 mars dans une série de tubes de gélose ordinaire, de gélose à l'amidon, d'œuf coagulé, de gélose-sang chauffé, recouverts de trois fluides différents : une série, de liquide ovomucoïde, une autre d'une solution de Ringer (avec amortisseur) avec 1 pour cent de dextrine et le troisième avec 1 p. cent de la solution de Ringer avec 1 p. cent d'amidon. Dans la première série, on trouva de nombreux *Blastocystis* (surtout dans les tubes à l'œuf et au sang chauffé) et quelques amibes qui moururent dans les subcultures suivantes.

La seconde et la troisième séries donnèrent des cultures abondantes, de bon aspect, avec *Blastocystis* dégénérés, dont on se débarrassa par deux ou trois passages sur les mêmes milieux et le repiquage sur milieu avec liquide ovomucoïde donna une excellente culture sans *Blastocystis*. Cette découverte nous fut d'un grand secours, étant donné que presque toutes les matières contiennent des *Blastocystis* qui rendaient vaine jusqu'à ce jour toute tentative de culture.

Pratiquement tous les milieux utilisés pour la culture des amibes furent favorables dans le cas de *E. coli*. J'ai observé également que la culture est abondante quand le pH du milieu devenait égal à

: (1) Traduit du manuscrit original par le Dr Henri GALLIARD.

6,2-5,4. Une série de tubes de pH variant de 5,4 à 8 fut ensemencée. De nouveau les tubes de pH 5,6 furent les plus riches en amibes.

Il y a donc une grande différence entre cette amibe, *E. dysenteriae* (pH 7,4) et *E. gingivalis* (6,8-7,0).

L'influence de la hauteur du liquide est la même que dans les autres cas, la culture anaérobie ne donnant aucun résultat.

Dans aucun cas je n'ai observé la formation de kystes, quoique les mêmes expériences que pour les autres amibes aient été refaites avec le scatol, la bile, l'urine, le glycogène, la dextrine, la caséine, la créatine, l'inuline. Il en fut de même pour la dessiccation lente, l'ensemencement sur milieu semi-solide, les variations de la réaction et de la température. Dès que le milieu n'était plus favorable, les amibes dégénéraient rapidement et mouraient.

La température optima semble être 37° ; une culture fut obtenue à 30°. Les amibes meurent ou ne se multiplient pas à la température du laboratoire.

En ce qui concerne la morphologie des formes culturelles d'*E. coli*, elle est la même que celle des formes végétatives de l'intestin. Elles mesurent de 22 à 28 μ , avec leur protoplasme très réfringent, de structure très granuleuse avec un nombre considérable de bactéries ingérées.

Les mouvements, même dans la chambre chaude à 37°, sont très lents : un seul pseudopode se forme à la fois. La zone hyaline est très mince, le pseudopode étant lui-même de structure granuleuse. Le noyau est facilement visible à un fort grossissement, apparaissant comme un cercle épais de chromatine, alors que chez *E. dysenteriae*, la membrane du noyau est très fine.

De nombreux essais de nutrition des amibes avec des hématies de chat ou d'homme, soit dans les tubes, soit sur lames, ont été tentés sans résultats.

La souche d'*E. coli* isolée le 30 mars, en était à sa 35^e génération le 12 juin ; elle fut perdue ce jour-là par accident.

RÉSUMÉ

Une souche de *E. coli* a été isolée et conservée pendant 2 mois et demi. Les matières contaminées par les *Blastocystis* furent purifiées par passage sur un milieu composé d'une de nos bases solides, avec 1 pour cent de dextrine dans la solution de Ringer amortie, utilisée pour recouvrir les milieux. Une fois purifiée la souche fut conservée sur milieu gélose-sang chauffé, œuf coagulé, gélose

ordinaire, gélose à l'amidon, recouverts de liquide ovomucoïde (pH. 5, 6-6, 4).

Les propriétés morphologiques et biologiques demeurèrent les mêmes que celles de formes trouvées dans les selles humaines. *E. coli* préfère un milieu plus acide qu'*E. dysenteriae* et vit bien quand la réaction est pH 5,4. La formation de kystes ne fut observée en aucun cas.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

CULTURE D'ENTAMÆBA AULASTOMI NÖLLER, 1919

Par Jaroslav J. DRBOHLAV, M. D., P. H. D.

Le professeur Brumpt m'ayant fourni un bon matériel d'*Aulastomum gulo* Moq.-Tend. m'a suggéré l'idée de tenter la culture de l'amibe de cette sangsue dans l'espoir qu'elle pourrait se comporter *in vitro* autrement que les amibes des vertébrés qui ont fait l'objet des précédents articles et que son étude permettrait peut-être de résoudre le problème de l'enkystement.

Quatre-vingt-dix pour cent de ces sangsues contiennent des amibes et des *Trichomonas* (*T. sanguisugæ* Alexieff, 1911) ; quelques-unes étaient infectées par des *Blastocystis*. Le contenu intestinal fut obtenu soit par la méthode du prof. Brumpt, c'est-à-dire par lavage de la portion rectale de l'intestin au moyen d'une fine pipette, ou par massage de la région anale.

Le milieu de Bœck, la gélose-sang chauffée, la gélose ordinaire et la gélose à l'amidon, recouverts de liquide ovomucoïde, furentensemencés avec ce matériel riche en amibes et gardés à la température du laboratoire. Les amibes se multiplièrent dans tous les milieux, mais inégalement. Supposant que le taux de 6 p. cent NaCl du liquide ovomucoïde était trop élevé pour des parasites d'invertébrés, j'ai préparé une série de tubes de milieux solides identiques, mais avec un liquide contenant 0,3 p. cent de NaCl dans l'eau distillée et des traces d'albumine d'œuf et des milieux recouverts d'eau distillée ou d'eau bouillie. Les amibes se développèrent indifféremment dans tous les milieux. Le pH optimum était 6,8, ce qui est la réaction du contenu intestinal des sangsues parasitées.

La longévité des formes de culture était de 4 à 5 jours sur milieu de Bœck, de 6 jours sur gélose-sang chauffée et de 10 à 14 jours sur gélose ordinaire.

La température optima est de 20°. La culture ne se développe pas à 30° ou 37°. Aucune formation de kystes n'a été observée dans aucun cas, malgré de nombreuses expériences et l'addition de substances variées.

Les formes de cultures ressemblent aux formes végétatives. Elles mesurent de 20 à 32 μ , sont très actives à la température ordinaire ;

à 37° elles meurent en quelques minutes. Elles émettent un seul pseudopode à la fois, formé d'ectoplasme hyalin. L'endoplasme est granuleux, réfringent et contient des bactéries. Le noyau est très visible quand on l'observe à sec à un fort grossissement.

BIBLIOGRAPHIE

NÖLLER (W.). — *Entamoeba aulastomi*. *Archiv. für Protistenkunde*, XXIV, 1912, p. 195-199.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

CULTURE DE *TRICHOMONAS SANGUISUGÆ* ALEXIEFF, 1911

Par Jaroslav J. DRBOHLAV, M. D., P. H. D.

En essayant de cultiver *E. aulastomi*, nous avons eu la chance de cultiver aussi le *Trichomonas* d'une sangsue. Toutes les sangsues qui présentaient des amibes étaient également infectées par ce *Trichomonas*. C'est pourquoi ces deux espèces se développaient simultanément dans les cultures. *T. sanguisugæ* se développe dans les mêmes conditions que les amibes, mais paraît moins sensible, car on l'a trouvé vivant dans des tubes avec des amibes mortes depuis quelques jours. C'était un moyen de purifier les cultures. Le meilleur milieu de conservation est la gélose recouverte d'eau distillée ou de liquide ovomucoïde. La température optima est celle de la chambre, le parasite mourant rapidement à 30° et à 37° C.

La souche en est à sa 12^e génération en ce moment et a été gardée plus de 2 mois.

Il semble que cette note soit la première sur la culture d'un *Trichomonas* d'invertébré et j'ai cru devoir la publier pour faciliter l'étude comparée de toutes les espèces.

BIBLIOGRAPHIE

ALEXIEFF (A.). — Sur la spécification dans le genre *Trichomonas*. *C. R. de Soc. de biol.*, LXXI, 1911, p. 539.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

ETUDE D'UNE PETITE ÉPIDÉMIE DE PALUDISME CONTRACTÉ « EN PLEIN AIR » DANS LA RÉGION DU LAC RODOLPHE

Par E. BRUMPT

La lecture des très intéressants rapports publiés en 1924 par la Commission du paludisme de la Société des Nations montre que la possibilité de contracter le paludisme en plein air est loin d'être admise par des malariologues d'une grande notoriété. En effet, dans ce rapport d'ensemble exposé par le regretté N.-V. Lothian (1), nous lisons ce qui suit :

« L'existence d'un danger d'infection en plein air a souvent fait et fera longtemps encore l'objet de discussions. Si l'on fait rentrer dans le terme « plein air » les abris et les huttes improvisées dans lesquels les laboureurs et les bergers se reposent, même pendant une partie de la journée, la possibilité d'infection doit être admise. »

L'incertitude qui règne encore sur ce sujet m'engage à publier les observations que j'ai recueillies en 1902, en Afrique orientale, au cours de la Mission du Bourg de Bozas dont je faisais partie.

Le 20 mai 1902, la mission, composée de quatre Européens, de onze Souahilis, de onze Soudanais et Arabes du Yemen, de trente et un Somalis et de trente-trois Gallas et Abyssins, quittait les derniers contreforts montagneux de l'Abyssinie pour essayer d'atteindre le Nil en passant par le lac Rodolphe, malgré la résistance des Abyssins qui prédisaient que tout le monde contracterait la fièvre dans les régions basses.

La carte ci-jointe (fig. 1) permettra de bien suivre l'itinéraire. Le 23 mai, nous arrivons dans une plaine inhabitée ; le 24, nous atteignons la rivière Podi où je fais une ample récolte de *Glossina palpalis* à l'altitude de 850 mètres ; du 24 mai au 2 juin, nous changeons chaque jour de campement dans une région où le gros gibier était très abondant, mais toujours inhabitée. Les anophèles qui étaient très nombreux dans nos tentes doublées de drap bleu foncé n'ont malheureusement pas été récoltés car je les considérais, peut-être à

(1) Rapport de la Commission du Paludisme sur son voyage d'étude dans certains pays d'Europe en 1924. *Société des Nations*, 25 février 1925, Genève.

tort, comme identiques à ceux récoltés antérieurement, qui étaient des *Anopheles funestus* (1).

Le 2 juin, la caravane campe sur la rive gauche du fleuve Omo

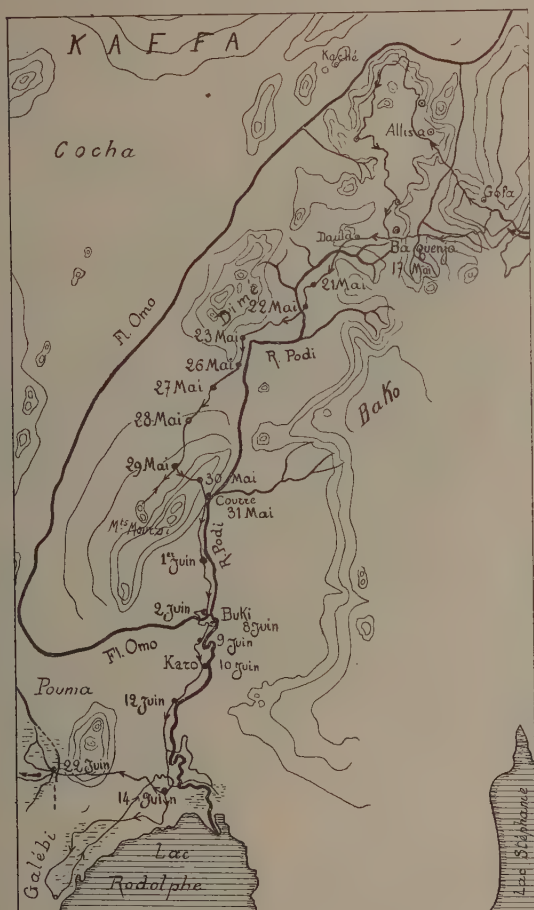


FIG. 1. — Carte montrant l'itinéraire suivi par la Mission du Bourg de Bozas du 17 mai au 22 juin 1902.

(1) Les nombreux Culicidés récoltés par moi au cours de la Mission du Bourg de Bozas ont fait l'objet d'un important travail du professeur agrégé M. NEVEU-LEMAIRE. (Etude de Culicidés africains. *Archives de Parasitologie*, X, 1906, p. 238). Les 3 espèces d'Anophélinés récoltés sont: *Anopheles funestus* très abondants depuis Djibouti jusqu'au Nil, *Anopheles costalis*, récolté en grand nombre à Ini dans le Somaliland, enfin *Anopheles pharoensis*, dont deux femelles ont été récoltées dans ma tente à Doufilé le 4 août 1902.

(fig. 2), à environ 500 à 600 mètres d'une douzaine de huttes situées sur la rive opposée, huttes que les indigènes avaient abandonnées à notre approche ; elle y séjourne du 2 au 6 juin pendant le transbordement des bagages et des animaux. Le 7 juin, le camp est établi sur la rive droite du fleuve ; le 8 et le 9 juin, le camp est installé plus loin dans la forêt galerie du fleuve Omo ; le 10 et le 11 juin, le camp est transporté en face du village de Karo situé sur la rive gauche du fleuve ; les 12, 13 et 14 juin, le camp est déplacé



FIG. 2. — Le fleuve Omo. Point où la caravane est restée du 2 au 7 juin 1902 et où la plupart des hommes ont dû contracter leur infection. (Cliché de la Mission du Bourg de Bozas).

chaque jour. Les 15 et 16 juin, nous sommes obligés de faire des expéditions nocturnes pénibles pour assurer notre ravitaillement. Le 17 juin, c'est-à-dire quinze jours après notre arrivée dans une région habitée par les indigènes paludéens (fig. 3), plusieurs hommes de notre escorte se font porter malades ; du 17 au 22 juin, treize hommes présentent les premiers symptômes du paludisme. Obligés d'avancer vers le Nil pour fuir les indigènes qui avaient assassiné deux de nos hommes et pour chercher des vivres, nous faisons le 22 juin une étape assez dure, en mettant sur des mulets les treize hommes déjà malades. Le 23 juin au matin, trente-quatre nouveaux malades se présentent. Sur ma demande, la marche de

la mission est arrêtée jusqu'au 1^{er} juillet, ce qui me permet de faire quelques diagnostics microscopiques et de faire prendre de la quinine à tout le monde.

Du 1^{er} juillet au 7 septembre, jour où la mission atteignait le Haut-Nil à Doufilé, trois nouveaux cas de paludisme furent observés



FIG. 3. — Un groupe de chasseurs Tourkouanas fréquentant la forêt galerie du fleuve Omo. Presque tous les indigènes présentent de la splénomégalie et sont des réservoirs de virus paludéen. (Cliché de la Mission du Bourg de Bozas).

successivement les 25 et 29 août chez trois Européens de la mission. Or ici comme sur les rives de l'Omo, ces Européens déplaçaient leur campement tous les jours sauf une fois par semaine où la caravane se reposait et restait deux jours au même point. Jamais ces Européens n'ont eu l'occasion de passer une nuit dans une hutte indigène. On doit donc considérer ces trois cas de paludisme chez les Européens comme contractés en plein air.

Enfin le quatrième Européen, qui est l'auteur de ce travail, contracta le paludisme à *Plasmodium falciparum* le 25 septembre 1902, alors qu'il logeait depuis dix-sept jours sous une tente à Nimulé sur le Nil (Ouganda). Dans cette tente obscure doublée de drap foncé, de nombreux anophèles venaient chaque nuit remplacer ceux que je capturais le matin. Les moustiques qui m'ont infecté provenaient certainement soit des campements indigènes situés à quelques centaines de mètres, soit des abris sous lesquels nos hommes campaient ; ils n'avaient pas pu séjourner dans ma tente assez longtemps pour assurer l'évolution des plasmodies du paludisme, car je leur faisais chaque matin la chasse beaucoup plus dans un but zoologique que dans un but prophylactique. Il est donc probable que ce dernier cas peut être rangé parmi les cas de paludisme contractés en plein air provoqués par des moustiques infectieux vivant soit dans la brousse, au voisinage de malades, soit dans les maisons voisines.

RÉSUMÉ

1. Sur 86 indigènes africains venant de régions salubres, s'abritant sous des tentes démontées presque chaque jour par suite de la nécessité de faire des étapes quotidiennes et n'ayant jamais couché sous des huttes par suite de l'hostilité des indigènes, 47 contractèrent le paludisme, deux ou trois semaines après leur arrivée dans les régions réputées malsaines, habitées par une population clairsemée mais inpaludée.

2. Trois Européens sur quatre, protégés par des moustiquaires mais ne prenant pas de quinine préventive, changeant chaque jour de campement, contractèrent également le paludisme.

3. Le quatrième Européen a contracté le paludisme à *Plasmodium falciparum*, alors qu'il vivait depuis dix-sept jours sous la même tente, au bord du Nil, à Nimulé. Ce dernier cas peut être probablement attribué aux piqûres de moustiques infectés sur les porteurs de gamètes du camp.

4. L'étude de cette épidémie me permet d'affirmer que le paludisme peut se contracter en plein air, tout au moins en Afrique orientale, dans des régions où les *Anopheles costalis* et *A. funestus* sont abondants et où l'*A. pharoensis* semble plus rare.

EXISTENCE D'UN FOYER AUTOCHTONE DE PIROPLASMOSE ÉQUINE A *PIROPLASMA CABALLI* EN HAUTE-MARNE

PAR

Maurice GAUPILLAT
Vétérinaire des Haras, à Montier-en-Der

et

le Docteur NEVEUX
Médecin à Giffaumont (Marne)

Le cheval, l'âne et le mulet peuvent être infectés par deux espèces de parasites de la famille des piroplasmidés, *Nuttalia equi* et *Piroplasma caballi*, occasionnant des affections fréquemment mortelles chez les animaux adultes. Ces parasites cosmopolites, surtout fréquents dans les régions chaudes, se rencontrent sporadiquement dans les régions tempérées. Leur existence dans le sang des animaux nés en France n'a été signalée qu'en 1924. C'est ainsi que Donatien, Lestoquard et Sausseau ont observé *Nuttalia equi* dans le sang d'un mulet, né en Poitou, atteint d'une forme de jaunisse endémique dans la région et que Logé et Bizard viennent de signaler l'existence de *Piroplasma caballi* dans le sang de chevaux du département de la Loire-Inférieure, dans des localités où, durant la guerre, de nombreux chevaux américains avaient séjourné.

Nous avons eu tout récemment l'occasion d'étudier plusieurs cas cliniques de piroplasmose chez des chevaux de la Haute-Marne, où la maladie semble connue depuis assez longtemps des agriculteurs et où les tiques sont abondantes durant certains mois de l'année.

Dans les frottis de sang que nous lui avons adressé, le professeur Brumpt a reconnu le *Piroplasma caballi*. Il n'a rencontré, parmi les nombreuses tiques mâles et femelles récoltées par nous sur des chevaux malades ou sains, ainsi que sur des chiens, que le *Dermacentor reticulatus*, vecteur habituel de la piroplasmose équine et canine en Europe. Dans les lignes qui suivent, nous allons donner quelques observations concernant les chevaux malades étudiés par nous et quelques considérations épidémiologiques.

Observations

OBSERVATION I. — Cheval de trait du pays (Ardennais ?), 18 ans, chez M. Jean Petit, à Louze (Haute-Marne).

Malade du 31 janvier 1925 au 10 février. Trois jours de grand abattement. Dix jours de fièvre. Guérison.

1^{er} jour. — Conjonctive congestionnée et de teinte rouge-orangé. Abattement général. Démarche vacillante. Rein souple. Flanc retroussé. Appétit presque nul. Ne se couche pas. T. = 41°7.

2^e jour. — Conjonctive orangée. T. = 41°7. Reçoit par la bouche avec du miel 10 gr. de quinine.

3^e jour. — Conjonctive jaune. T. = 40°. Reçoit une seconde dose de 10 gr. de quinine.

4^e et 5^e jours. — La fièvre tombe, sous l'effet de la quinine, à 39°.

6^e et 10^e jours. — La fièvre remonte à 40°. La conjonctive reste jaune.

11^e jour. — La fièvre tombe. La conjonctive s'éclaircit et devient blanche anémique. Les muqueuses redeviennent roses puis normales. L'appétit, qui avait repris progressivement, augmente. L'urine, vue le 7^e jour, est claire. Aucune tique n'est constatée. L'examen du sang est pratiqué une première fois le 7^e jour de la maladie (7 février 1925). Il montre, malgré les ingestions des deux doses précédentes de quinine, des piroplasmes, piriformes et ovalaires, qui atteignent la moitié du diamètre du globule rouge.

L'examen du sang est pratiqué une seconde fois, le 1^{er} mars, quinze jours après le début de la convalescence. Il montre encore des piroplasmes ovalaires, mais moins nombreux.

OBSERVATION II. — Cheval de 13 ans, chez M. R. Maillard, à Droyes (Haute-Marne). Origine inconnue ; acheté il y a 6 mois à un marchand de chevaux. Malade du 2 février 1925 au 11. Présente les mêmes symptômes que le cheval de l'observation I.

Est visité la première fois le 3 février. T. = 41°5.

Reçoit, le 4 et le 5, 10 gr. de quinine par la bouche.

Cette ingestion de quinine fait tomber la température, le 7 février, à 38°5. Mais celle-ci remonte, le 8, à 40° et persiste ainsi jusqu'au 9^e jour, où elle disparaît.

Aucune tique n'est aperçue. *Trichodectes equi*, Linné = *T. parumpilosus* Piaget, sur la crinière (détermination du D^r Larrousse).

Des frottis de sang, faits le 4 et le 11, montrent des piroplasmes. Les formes en poire ou ovales sont rares.

Malgré la quinine, administrée deux jours de suite comme dans l'observation I, les piroplasmes sont plus nombreux dans les frottis du 11 que dans celui du 4.

OBSERVATION III. — Jument aubère, 11 ans, chez M. Collot, à la ferme de la Marnière, commune de Longeville (Haute-Marne) ; doit provenir des Ardennes ; achetée le 15 décembre 1924. Malade du 18 février 1925 au 25. Visitée la première fois le 22 février. T. matin = 40°7 ; T. soir = 40°9. Conjonctive jaune. Démarche vacillante. Rein raide. Flanc peu agité. Cœur légèrement tumultueux. Pouls faible et rapide. Appétit diminué. Urine hémoglobinurique.

Deux tiques dans la crinière : *Dermacentor reticulatus*. D'autres tiques ont été trouvées et écrasées par le propriétaire.

23 février. — Injection intra-veineuse, sur le conseil de M. le professeur Brumpt, de 3 gr. de trypanbleu, en solution à 1 pour cent. T. m. = 41°1 ; T. s. = 40°7.

24 février. — T. m. = 40°4 ; T. s. = 39°2. La température commence à baisser.

25 février. — T. m. = 37°6 ; T. s. = 37°9. La température est tombée. En même temps, la conjonctive a perdu sa couleur jaunâtre et est devenue rose pâle. L'urine est claire.

26 février. — T. m. = 38° ; T. s. = 38°1.

27 février. — T. m. = 37°8 ; T. s. = 38°.

Un frottis de sang est fait à cette date. Il ne montre pas de piroplasmes. L'action du trypanbleu sur la destruction du piroplasme est donc parfaite. Le sang se laque cependant encore. L'urine présente de l'albumine et peut-être du sucre ; elle réduit très faiblement la liqueur de Fehling.

OBSERVATION IV. — Jument bai, race de trait du pays, 7 ans, chez M. Nottat, à la ferme d'Aromagnil, commune de Sauvage-Magny. Née dans la ferme. Visitée deux fois, le 2 et le 4 mars.

2 mars. — Malade vraisemblablement depuis 4 ou 5 jours, depuis la veille, dit la propriétaire. T. = 40°5. Appétit presque normal. Rein souple. Conjonctive blanc-jaunâtre. Pouls petit. Cœur un peu tumultueux. Hémoglobinurie. Œdème des membres.

Un examen du sang pratiqué avec le fond noir, grâce à un instant de soleil, permet de reconnaître l'abondance des globules blancs éosinophiles qui apparaissent comme des mûres, mais ne laisse pas voir les parasites. Les globules rouges sont agglutinés.

4 mars. — T. = 39°3. Appétit revenu. Conjonctive rose pâle. Œdème des membres persistant. Pronostic favorable, l'état général étant peu touché malgré l'œdème.

L'urine du 3 mars, qui nous est remise le 4, est claire, mais renferme des traces d'albumine mise en évidence par HAZO³.

Les frottis du sang du 2 montrent que les piroplasmes sont très rares ; nous trouvons un seul élément piriforme occupant le rayon d'un globule et des corps de Jolly.

Nous ne trouvons pas de tiques sur l'animal, mais le propriétaire en a détruit. Celles qui ont été recueillies sur le chien de la ferme appartiennent à l'espèce *Dermacentor reticulatus*. La ferme est connue comme hébergeant dans ses pâturages de nombreuses tiques. La distomatose bovine y a fait périr en 1910 beaucoup d'animaux.

OBSERVATION V. — Cheval hongre gris clair, 12 ans, chez M. Motti, entrepreneur de transport de bois en grumes, à Louze (Haute-Marne).

Importé de Meurthe-et-Moselle, acheté il y a dix-huit mois.

9 mars. — Malade depuis 3 ou 4 jours. T. = 40°4. Appétit diminué. Respiration non accélérée. Est triste. Tient la tête baissée. Démarche

lourde. Conjonctive et muqueuses de teinte jaunâtre. Urine plus jaune que normalement.

Des frottis, faits ce jour-là, quand l'animal avait une température de 39°5, montrent des formes bigéminées et rondes en nombre sensiblement égal. L'infection parasitaire est assez intense, on observe environ un parasite par deux champs (immersion 1/15).

10 mars. — T. = 40°6.

11 mars. — T. = 40°5. Injection intraveineuse de 3 gr. de trypanbleu en solution dans l'eau distillée à 1 0/0.

13 mars. — T. = 38°3 (normale). L'appétit est revenu. L'animal est plus gai, il relève la tête ; les muqueuses sont rose clair.

OBSERVATION VI. — Jument du même âge que le cheval précédent (obs. V), appartenant à la même écurie.

Morte le 23 mars, dans la nuit, après quelques heures de malaises seulement. Manquant d'appétit dans la journée. Le conducteur a regardé la conjonctive et la vulve et les a trouvées jaunes. Autopsie le 23 mars : Hémorragie dans la région rénale droite. Muscles cuits. Foie gras, couleur gris-jaunâtre. Rate hypertrophiée, atteignant trois fois le volume normal. Cœur hypertrophié avec caillots fibrineux à l'intérieur.

Nous n'avons pu faire l'examen microscopique du sang, mais nous avons l'impression que l'animal a succombé à la piroplasmose.

OBSERVATION VII. — Cheval de 3 ans, chez M. Louis Matrimon-Notat, à Louze (Haute-Marne). Importé de Belgique ou des Ardennes.

Ce cheval tombe malade le 23 mars 1925. Des frottis faits immédiatement montrent surtout des parasites ovalaires et quelques formes bigéminées. On rencontre un globule parasité par 5 ou 6 champs (immersion 1/15).

Enzoographie

Nous observons en clientèle vingt à trente cas de piroplasmose équine par an. Ces cas sont répartis dans toute l'année, mais sont plus fréquents au printemps et à l'automne. La piroplasmose existait-elle dans la région avant la guerre ? Sans être affirmatifs, nous le croyons.

En effet, nous avons visité, au printemps de 1924, dans la ferme du Bond-de-Fer à Champigny (Aube), située à 11 kilomètres à l'ouest de Montier-en-Der, chez M. Giller, un poulain âgé de deux ans, qui venait d'un parc. Ce poulain avait une maladie semblable à celle que nous observons depuis la guerre. Il avait la conjonctive jaune, la démarche vacillante, l'appétit nul. Il a été malade environ une dizaine de jours, puis a guéri. Il était porteur de tiques à la gorge et autour des oreilles.

En 1917, à Louze, chez M. Dheu Maurice, une jument a été deux fois malade à six mois d'intervalle. C'est après cette époque que se sont installées à Montier-en-Der, à Droyes, à Ceffonds et à Puellemontier, des infirmeries militaires qui, du reste, hébergeaient surtout des chevaux galeux et des blessés. Par conséquent, la piroplasmose équine semble être une enzootie propre à notre région. S'attaquant indifféremment aux animaux nés dans le pays et à ceux importés, elle est cependant plus fréquente et plus grave chez les animaux importés. Elle se distinguerait en cela de l'épizootie équine, semblable sur tous les autres points, dont nos confrères MM. Logé et Bizard ont observé quatre cas en Loire-Inférieure et que ces auteurs attribuent à l'importation de chevaux américains pendant la guerre.

Etiologie

Nous ne pouvons actuellement transcrire les renseignements que les habitants nous rapportent sur les tiques. Celles-ci seraient nombreuses dans certains pâturages et dans certains bois. Selon plusieurs habitants de Giffaumont, Droyes, etc., elles se montrent à l'époque de la « pousse des feuilles », c'est-à-dire en mai, et disparaissent en novembre ou décembre. Elles seraient apportées dans les écuries et dans les étables avec le foin que l'on distribue aux animaux, ou par les chiens. Elles se fixent surtout sur le chien de chasse et sur l'homme qui vont au bois. Chez l'homme, elles choisissent les endroits où la peau est fine comme la verge et les bourses. L'un de nous a eu une tique au mollet, l'année dernière, après avoir été récolter des champignons dans les bois. Aucun animal traversant les prés ou les bois infestés n'est épargné. Comme nous le fait remarquer le prof. Brumpt, ces renseignements se rapportent très probablement à l'*Ixodes ricinus*, parasite fréquent de l'homme. Une tique recueillie sur un chien en février à Champaubert-aux-Bois, village presque entièrement entouré par la forêt du Der, appartenait à l'espèce *Ixodes ricinus* (détermination du D^r Larrousse).

Le bois de la Rouge-Mère (S.-E. de Giffaumont), un parc de Chappelle-aux-Planches (entre Longeville et Puellemontier), localités marquées sur la carte d'Etat-Major Wassy S.-O., sont redoutés des habitants. Dans ces lieux, il n'y a pas possibilité de s'asseoir à terre sans être envahi par ces acariens. Selon le garçon d'un marchand de chevaux de Montier-en-Der, ses chevaux ont des tiques, surtout dans le repli transversal de la gorge, de septembre à mai. A cette époque, les tiques disparaissent. Si l'on ne voit pas de tiques dans

tous les cas de piroplasmose, c'est parce que les chevaux peuvent se gratter à l'écurie plus facilement qu'au parc ; ils les détachent eux-mêmes en se frottant après l'auge ou le râtelier.

Les tiques que nous avons recueillies sur les chevaux en février 1925 (cheval de l'observation III, poulains de Puellemontier ayant passé l'hiver au parc) et sur des chiens de Giffaumont, Ceffonds, d'Aromagnil, Fer-des-Hayes, appartenaient toutes à l'espèce *Dermacentor reticulatus*. M. Brumpt nous informe que cette tique, à l'état adulte, se rencontre surtout de septembre à mai ; pendant les hivers doux, il a pu en récolter parfois des centaines sur des peaux de cerfs depuis 1910 jusqu'à 1914 (1).

Symptomatologie

1°. PÉRIODE DE LA FIÈVRE. — Au début et pendant 2 à 3 jours, la température est très élevée : 41°, 41°5 et même 41°7. Elle décroît progressivement et se maintient aux environs de 40° jusqu'au 8° ou au 10° jour. A ce moment elle disparaît.

Couleur de la conjonctive. — La conjonctive est très congestionnée le premier jour. Elle est rouge-orangé le second jour ; puis orangé et jaune vers le 3° ou 4° jour. Elle se maintient jaunâtre jusqu'au vers le 8° ou le 10° jour. La teinte jaunâtre disparaît avec la fièvre. Ensuite la conjonctive est blanche pendant un ou deux jours, puis redevient rose progressivement, puis rouge.

Etat général. — L'animal est abattu, a une démarche incertaine, vacillante, surtout les premiers jours. Puis les jours suivants ces symptômes s'améliorent, mais l'animal est toujours triste et sans vigueur.

Appétit. — Les premiers jours l'appétit est presque nul. Pour que l'animal s'alimente, il faut changer souvent sa nourriture. Ce qui lui plaît surtout, ce sont les carottes, les betteraves et le fourrage vert.

Œdème des jambes. — Ce symptôme existe quelquefois mais pas fréquemment.

Urine. — Celle-ci est souvent très colorée, même de teinte acajou. Elle renferme de l'albumine. L'hémoglobinurie s'observe assez souvent.

Cœur. — Au début, rien d'anormal ; mais les jours suivants, le

(1) Pendant l'hiver 1924-1925, en collaboration avec le Dr Larrousse, il en a également récolté un grand nombre sur des peaux de cerfs de Fontainebleau, qui lui avaient été aimablement adressées par MM. Paul Lebaudy et R. Caucurte (communication verbale).

pouls est petit et filant ; le cœur est tumultueux. Les palpitations sont violentes si l'animal doit mourir.

2°. PÉRIODE DE L'ANÉMIE. — La deuxième période de la maladie, pendant laquelle la conjonctive est blanche, dure chez les jeunes chevaux une dizaine de jours, comme la période pyrétique ; elle est plus longue chez les chevaux âgés. La convalescence se confond avec cette période. Aussitôt que le sang est régénéré, l'animal est guéri.

3°. RECHUTE. — Des rechutes doivent survenir, mais, les symptômes étant moins accusés, les propriétaires ne préviennent pas les vétérinaires. Nous avons observé des rechutes cliniques à six mois de distance, une première fois chez un cheval à Louze, chez M. Dheu, en 1917, une seconde fois chez un cheval ardennais de 6 ans importé à Louze, chez Mme veuve Cornette, en octobre 1923 et en janvier 1924.

Pronostic

Le pronostic est généralement bénin sur les jeunes chevaux, quand ils sont en bon état et qu'on les rentre à temps à l'écurie pour les suralimenter ; il est plus grave sur les chevaux âgés, qui ont des lésions cardiaques (hypertrophie, dilatation).

Un certain nombre de cas de mort subite ou rapide que nous observons dans notre région et que nous attribuons à des hémorragies internes, relèvent certainement de la piroplasmose. Quand la mort doit survenir, l'appétit diminue totalement ; le cœur devient très agité. L'animal succombe vers le 5° ou 6° jour.

Diagnostic clinique

Les symptômes pathognomoniques sont : 1° la couleur de la conjonctive et des muqueuses buccale et vaginale, orangée au début, jaunâtre vers le 3° jour ; 2° les troubles cardiaques à partir du 3° jour ; 3° l'œdème des membres ; 4° l'hémoglobinurie. Ces deux derniers symptômes manquent souvent.

La présence des tiques sur l'encolure, la crinière et la tête est en faveur du diagnostic.

En pratique, surtout quand on débute dans un foyer d'enzootie, on ne peut faire cliniquement le diagnostic entre la piroplasmose, la pasteurellose ou l'anémie infectieuse. On est obligé de recourir à l'examen microscopique.

Nous étudions en ce moment même un nouveau cas de piroplas-

mose (obs. VII) chez un cheval tombé malade le 23 mars. Or, cliniquement, nous rejetons le diagnostic de piroplasmose, la conjonctive était blanche et non jaune. Nous croyions cliniquement avoir affaire soit à l'anémie infectieuse, soit à la pasteurellose, or le frottis de sang nous a montré des piroplasmes assez nombreux. Dans ce cas particulier, les parasites sont-ils des « germes de sortie » au cours d'une infection concomitante ?

Diagnostic microscopique

Les globules rouges sont parfois agglutinés entre eux, toujours fortement. Dans leur intervalle, ils laissent sur le verre les globules blancs qu'ils n'agglomèrent pas avec eux.

Les *Piroplasma caballi* (Nuttal et Strickland, 1910) sont plus ou

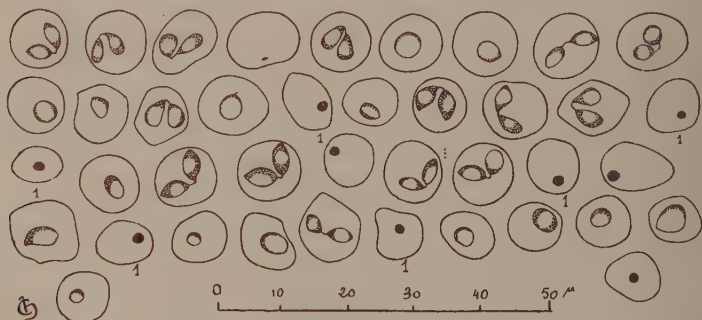


FIG. — Divers types de *Piroplasma caballi*, trouvés chez les chevaux des observations I et VI. 1, hématies renfermant des corps de Jolly.

moins nombreux. Parfois il faut parcourir plusieurs champs pour trouver un parasite, même lorsque les symptômes de la maladie sont très prononcés ; dans certains cas ils sont communs (obs. V). Le parasite revêt plusieurs formes : des formes en poire et des formes ovales. Les corps de Jolly, ressemblant parfois aux anaplasmes des bovidés, sont situés dans certains cas sur le bord du globule rouge ; il en est d'imperceptibles et de relativement gros ($3\ \mu$ et plus).

Les formes ovales et les formes en poire atteignent la longueur du rayon du globule. Lorsqu'ils sont au nombre de deux dans un même globule rouge, ils se placent l'un à la suite de l'autre, ou en V ; nous ne les avons jamais vus au nombre de quatre, en croix, dans le globule rouge. Une fois nous avons vu un élément en navette, aux deux extrémités effilées, qui occupait le diamètre entier du glo-

bule rouge. Il faut faire la part des *Coccus* ou des microbes divers tombés accidentellement dans le sérum pendant la confection des frottis et qui se déposent sur les globules rouges.

La formule leucocytaire nous paraît être celle indiquée par nos confrères MM. Logé et Bizard ; le nombre des globules blancs est augmenté et il y a une légère prédominance de mononucléaires et des éosinophiles à très gros grains ($2\ \mu$ de diamètre) ; ces derniers apparaissent, sur fond noir, comme des mûres.

RÉSUMÉ

1° Nous avons observé un second foyer français de piroplasmose du cheval due à *Piroplasma equi*. En quelques semaines, le diagnostic microscopique a pu être fait dans sept cas.

2° Nous avons récolté sur les chevaux malades, sur des chevaux sains en apparence et sur des chiens la même espèce de tique : *Dermacentor reticulatus*.

3° Le traitement par le trypanbleu s'est montré efficace.

BIBLIOGRAPHIE

- LOGÉ et BIZARD. — Sur quatre cas de piroplasmose équine (à *Piroplasma caballi*) observés dans le département de la Loire-Inférieure. *Bull. Soc. path. exot.*, XVII, 14 mai 1924, p. 347.
- DONATIEN (A.), LESTOQUART (E.) et SAUSSEAU. — Piroplasme trouvé dans un cas de jaunisse des muletons du Poitou. *C. R. Soc. biol.*, XC, 17 mai 1924, p. 1308.
-

ACTION TOXIQUE DE L'OXYGÈNE SUR LES PROTOZOAIRE
IN VIVO ET IN VITRO
SON UTILISATION POUR DÉBARRASSER LES ANIMAUX
DE LEURS PARASITES (1)

Par L. R. CLEVELAND

John Hopkins University, Baltimore, Maryland.

Nous avons déterminé l'action toxique de l'oxygène, à des pressions variables, sur quatre générations de termites. A 3, 5 atmosphères tous les protozoaires sont tués : en 30 minutes pour 2 générations, en 35 minutes pour une troisième, en 40 minutes pour la quatrième, alors que les termites eux-mêmes ne sont pas tués avant 45 heures. L'oxygène est donc quarante fois plus toxique pour les protozoaires que pour les termites. Il est donc possible de détruire tous les protozoaires sans inconvénient pour leur hôte.

Les protozoaires de deux générations de termites ne furent pas tués à une pression d'oxygène d'une atmosphère, même en dix jours, mais ils le furent dans deux autres générations en un et 3 jours. Ceci fut une excellente occasion de rechercher si la présence d'une certaine quantité d'un des gaz de l'air sous pression, particulièrement de l'azote, pouvait influencer sur l'action toxique de l'oxygène.

Les quatre générations soumises à une pression de cinq atmosphères d'air (la pression partielle de l'oxygène à 5 atmosphères d'air donne à peu près la pression totale, en oxygène, d'une atmosphère d'oxygène), se conduisirent exactement comme si elles avaient subi une pression d'une atmosphère d'oxygène pendant le même temps. Par conséquent l'action toxique de l'oxygène n'est influencée ou n'est liée en rien à la pression partielle d'un autre gaz de l'air. C'est la pression partielle de l'oxygène et non pas la simple pression mécanique qui importe.

Les blattes hébergent plusieurs espèces de protozoaires qui furent toutes détruites par l'oxygène sous pression de 3,5 atmosphères, pendant 3 heures 30. Les flagellés *Leptomonas* et *Polymastix* furent tués en 40 minutes, les ciliés *Nyctotherus* et *Balantidium* en 3 heures 30. Les blattes elles-mêmes ne furent pas tuées avant 90 heures.

(1) Traduit du manuscrit original par le Dr Henri GALLIARD.

Par conséquent, l'oxygène, à cette pression, est 135 fois plus toxique pour les flagellés et 26 fois plus toxique pour les infusoires que pour les insectes eux-mêmes.

Il est fort probable que tous les protozoaires parasites des insectes peuvent être détruits par oxygénation sans inconvénient pour leurs hôtes. S'il en est ainsi, le rôle que jouent les insectes dans la transmission des protozoaires d'homme à homme, d'animal à animal, de l'animal à l'homme et de plante à plante, peut être étudié sous un jour nouveau et d'une façon beaucoup plus effective. Et l'effet, s'il existe, que peut avoir l'oxygénation sur d'autres organismes transmis par les insectes, vaudrait la peine d'être recherché.

Les vers de terre perdent, après oxygénation, leurs infusoires sans en être aucunement affectés.

Les grenouilles hébergent maints protozoaires qui sont tous détruits par oxygénation comme l'ont montré plus de 150 expériences. Le tableau II montre le temps minimum nécessaire pour la disparition de trois flagellés, *Hexamitus*, *Polymastix* et *Trichomonas*, et de deux infusoires *Opalina* et *Nyctotherus*.

Les infusoires sont tués deux fois plus vite, les flagellés 5 à 10 fois plus vite que les grenouilles.

Si l'oxygénation détruit les protozoaires d'autres amphibiens, il sera possible de faire des recherches intéressantes sur la spécificité des hôtes à protozoaires.

De nombreuses expériences ont été faites avec les *Trichomonas* du rat, de la grenouille et de l'homme (en culture). Tous ces protozoaires sont tués par l'oxygénation (voir le tableau I pour le temps minimum), mais le temps requis pour les tuer est supérieur, sauf pour la grenouille, au temps qu'il faut pour tuer l'hôte à la même pression. Il est donc impossible de détruire les protozoaires du rat et de l'homme en les soumettant à une pression de 3,5 atmosphères d'oxygène.

Peut-on oxygéner les vertébrés à sang chaud d'une autre façon ? Des expériences à ce sujet, actuellement en cours, le révéleront peut être.

Des expériences d'oxygénation ont été faites sur trois infusoires libres, et sur deux flagellés libres. L'action toxique est la même que pour certaines espèces parasites, mais non pour d'autres ; plus fortes pour *Paramæcium* et *Chilodon*, beaucoup plus faible pour *Dio-phrys* et *Holostica*. L'oxygène n'est pas très toxique pour deux flagellés *Euglena* et *Heteronema*, mais le serait autant pour des flagellés libres que pour des espèces parasites.

L'oxygène en grande quantité est toxique pour tous les animaux, mais les protozoaires en absorbent une quantité proportionnellement

TABLEAU II

TEMPS NÉCESSAIRE A 3,5 ATMOSPHÈRES D'OXYGÈNE POUR TUER TOUS LES INDIVIDUS D'UNE ESPÈCE DONNÉE DE PROTOZOAIRES INTESTINAUX						
GRENOUILLES				BLATTES		
Nombre de grenouilles utilisées	Protozoaires	Temps extrêmes	Moyenne	Protozoaires	II.	M.
15	<i>Hexamitus</i>	3-7	5	<i>Lophomonas</i>		40
10	<i>Polymastix</i>	5-11	7	<i>Polymastix</i>		40
35	<i>Trichomonas</i>	8-15	12	<i>Nyctotherus</i>	3	30
30	<i>Opalina</i>	12-20	18	<i>Balantidium</i>	3	30
3	<i>Nyctotherus</i>	28	28			

TABLEAU III

TEMPS MINIMUM APPROXIMATIF POUR TUER, A 3,5 ATMOSPHÈRES D'OXYGÈNE, TOUS LES INDIVIDUS D'UNE ESPÈCE DONNÉE DE PROTOZOAIRES LIBRES			
INFUSOIRES	H.	FLAGELLÉS	H.
<i>Paramœcium</i>	5	<i>Euglena</i>	65
<i>Chilodon</i>	4	<i>Heteronema</i>	50
<i>Diophrys</i>	60		
<i>Holostica</i>	50		

SUR QUELQUES ANOMALIES DES TRÉMATODES

Par J.-S. RUSZKOWSKI

Assistant du Laboratoire de Zoologie à l'Université de Varsovie (1).

On connaît de nombreux exemples d'anomalies dans la classe des cestodes ; par contre, chez les trématodes, peu d'observations en ont été publiées jusqu'à présent. En laissant de côté les cas d'amphitypie (inversion des organes génitaux), extrêmement nombreux, atteignant parfois la moitié des exemplaires, au moins dans certains groupes tels que les *Dicrocoelinae*, d'après J. Hollack, je ne retiens ici que les anomalies proprement dites consistant en une malformation, ou en une absence des organes.

En 1886, J. Chatin a publié une courte note sans figures, relatant une anomalie du tube digestif chez *Dicrocoelium lanceatum* (page 244).

« Sur ces deux douves, les grands cæcums latéraux s'incurvant de dehors en dedans par une courbe à très long rayon, arrivaient à se réunir sur la partie médiane du corps. »

A. Looss a signalé à plusieurs reprises, chez *Schistosoma hæmatobium*, la jonction de deux branches du tube digestif à différentes distances de la ventouse ventrale ; la soudure définitive était parfois précédée de multiples anastomoses (page 1, tableau 1, figure 1). Des observations analogues ont été faites par M. Kowalewski chez *Bilharzia polonica*, espèce décrite par lui (page 193, tableau 1, fig. 2) ; l'auteur a constaté aussi la division de l'intestin en deux branches distinctes, ne se réunissant plus à l'extrémité ; il s'agit, à son avis, d'un caractère atavique.

En 1913, F.-S. Monticelli a signalé une anomalie intéressant les appendices de *Temnocephala fasciata* Haswell, parasite de *Astacopsis serratus* Shaw (page 7) ; il en donne le dessin et la description suivante : « Guardando l' esemplare dalla faccia ventrale, sembra che manchi il tentacolo medio (terzo), essendo i due altri di sinistra anch' essi alquanto fusi alla loro origine, così da assumere nell' insieme l' aspetto bicorni. Ma guardando invece, l' esemplare dalla faccia dorsale, si riconosce l'esistenza della digitazione mediana, che è più piccola e più breve di tutte, nascente della base interna dorsale del secondo tentacolo di sinistra, in modo da rima-

(1) Ce travail a été exécuté avec les subsides de l'International Education Board.

nere ventralmente nascosto dal tronco comune d'origine, innanzi descritto, della prima e seconda digitazione di sinistra. »

Après ce court aperçu des travaux que j'ai eu l'occasion de consulter, voici quelques observations personnelles sur les anoma-

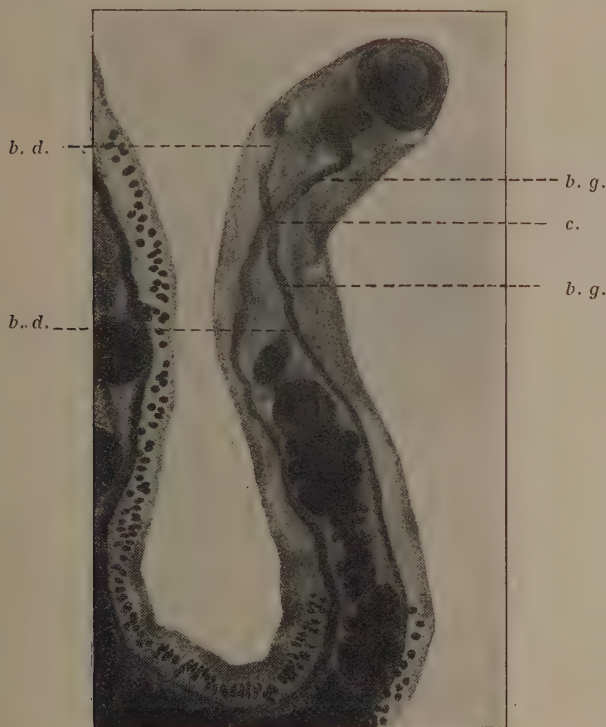


FIG. 1. — *Azygia lucii* grossi 10 fois. c, croisement des deux branches intestinales
b. d., branche droite ; b. g., branche gauche (1).

lies de certains trématodes qui, à ma connaissance, n'ont pas été signalées jusqu'à présent.

En examinant les nombreux spécimens de *Azygia lucii* (O.-F. Müll) (= *Distomum tereticolle* Rud.), parasite du brochet (*Esox lucius* L.), j'en ai trouvé un, de forte taille, d'apparence normale, mais qui, examiné de près, a révélé une anomalie très apparente, surtout après coloration au carmin aluné (fig. 1). La ventouse

(1) Les exemplaires photographiés des deux figures ont été fixés au sublimé et colorés au carmin aluné.

orale, ainsi que le pharynx et l'œsophage, sont constitués normalement, tandis que les deux branches de l'intestin, dès leur bifurcation, présentent des épaississements et des circonvolutions tout à fait anormaux. A peu près à égale distance entre les deux ventouses, les deux branches se croisent nettement, de sorte que la branche droite contourne la ventouse ventrale du côté gauche ; inversement la branche gauche passe à droite.

Au-dessous du niveau de ce croisement, les cæcums digestifs ne présentent plus aucune anomalie, en ce qui concerne leur position ou leur longueur. Tous les autres organes sont normaux sous tous les rapports.

J'ai trouvé un autre trématode anormal : *Isthmiophora melis* (Schr.) [= *Echinostomum trigonocephalum* (Rud.)], recueilli dans l'intestin du blaireau (*Meles taxus* Schreib.). La figure 2 nous montre que ce spécimen ne présente qu'un seul testicule, de forme elliptique, un peu plus long que large, à bords lisses, non lobés. Le second testicule est à l'état de traces, qui ne se colorent pas au carmin aluné. Tous les autres organes sont absolument normaux.

J'ai pu examiner à l'Université de Varsovie un grand nombre d'exemplaires d'*I. melis*, provenant de divers carnivores : blaireau, renard, fouine ; ils présentent des différences très prononcées dans la taille et la forme des testicules. Le tableau suivant indique ces variations pour les trématodes provenant d'un

même blaireau. C'est dans cette récolte que figure l'exemplaire à testicule unique dont il vient d'être question.

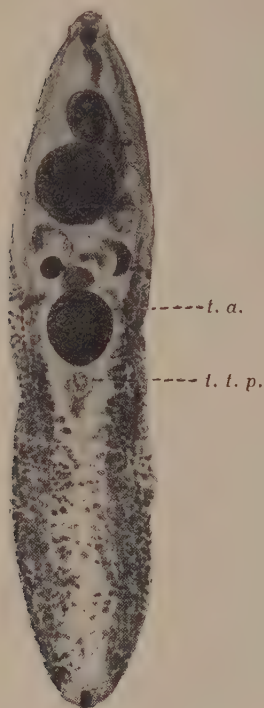


FIG. 2. — *Isthmiophora melis* grossi 14 fois. t. a., testicule antérieur ; t. t. p., trace du testicule postérieur.

SPÉCIMEN	LONGUEUR EN MM.	TESTICULE ANT.		TESTICULE POSTÉR.	
		largeur en μ	longueur en μ	largeur en μ	longueur en μ
Anormal.....	7	665	770	—	—
Normal 1.....	5,9	707	665	624	770
— 2.....	6,5	956	312	749	499
— 3.....	4	562	540	540	749
— 4.....	2,8	520	208	416	291

Ce tableau nous montre que les différences dans les dimensions sont très importantes, puisque la longueur du testicule antérieur oscille entre 208 et 665 μ , sa largeur entre 520 et 956 μ . Dans le cas du testicule unique, la longueur est presque de 17 0/0 plus grande que le maximum atteint dans la série des trématodes normaux, tandis que la largeur ne dépasse pas les limites habituelles.

J'ai observé la même anomalie chez un parasite de la poule: *Echinostomum revolutum* (Frœl.), mais ici le testicule postérieur est seul représenté; sa forme et sa taille n'ont rien de particulier. Le testicule antérieur est rudimentaire.

Ce travail, commencé à Varsovie, a été terminé au Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris. J'adresse ici mes vifs remerciements à M. le professeur E. Brumpt, directeur du Laboratoire, pour les ressources du Laboratoire qu'il a bien voulu mettre à ma disposition, ainsi qu'à M. le professeur agrégé Ch. Joyeux pour ses précieuses indications et l'intérêt qu'il portait à mes recherches.

BIBLIOGRAPHIE

- CHATIN (J.). — Anomalies de l'appareil digestif chez la douve lancéolée. *C. R. Soc. Biol.*, Paris, sér. 8, III, 1886.
- HOLLACK (J.). — Zur Kenntniss der sexuellen Amphitypie bei Dicrocoeliinen. *Ctbl. f. Bakt. u. Paras. Jena*, XXXII, orig., 1902.
- KOWALEWSKI (M.). — Studja helmintologiczne VII. *Rozpr. Akad. Umiej. w. Krakowie*, XLIII, 1903; Etudes helminthologiques VII. *Bull. de l'Acad. des Sc. de Cracovie*, 1903.
- LOOSS (A.). — Zur Anatomie und Histologie der *Bilharzia hæmatobia*. *Arch. f. mikr Anat.*, 46, 1895.
- MONTICELLI (F.-S.). — Brevi comunicazioni sulle Temnocefale. *Boll. della Soc. di Natur. in Napoli*, ser. III, XXVI, 1913.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

LE MÂLE DE *PTERIDOPHARYNX OMOENSIS* NEVEU-LEMAIRE
PARASITE DU RHINOCÉROS AFRICAÎN
(*RHINOCEROS BICORNIS*)

Par M. NEVEU-LEMAIRE

Au cours d'une étude sur les Strongylidés du rhinocéros africain (1), nous avons décrit, dans la sous-famille des *Cylicostominæ*, sous le nom de *Pteridopharynx omoensis* Neveu-Lemaire, 1924, une espèce, dont nous n'avions rencontré que des exemplaires femelles. Tout récemment, en examinant d'autres échantillons provenant du même rhinocéros, nous avons eu la chance d'observer un individu mâle. Nous en donnerons une brève description, accompagnée de quelques figures.

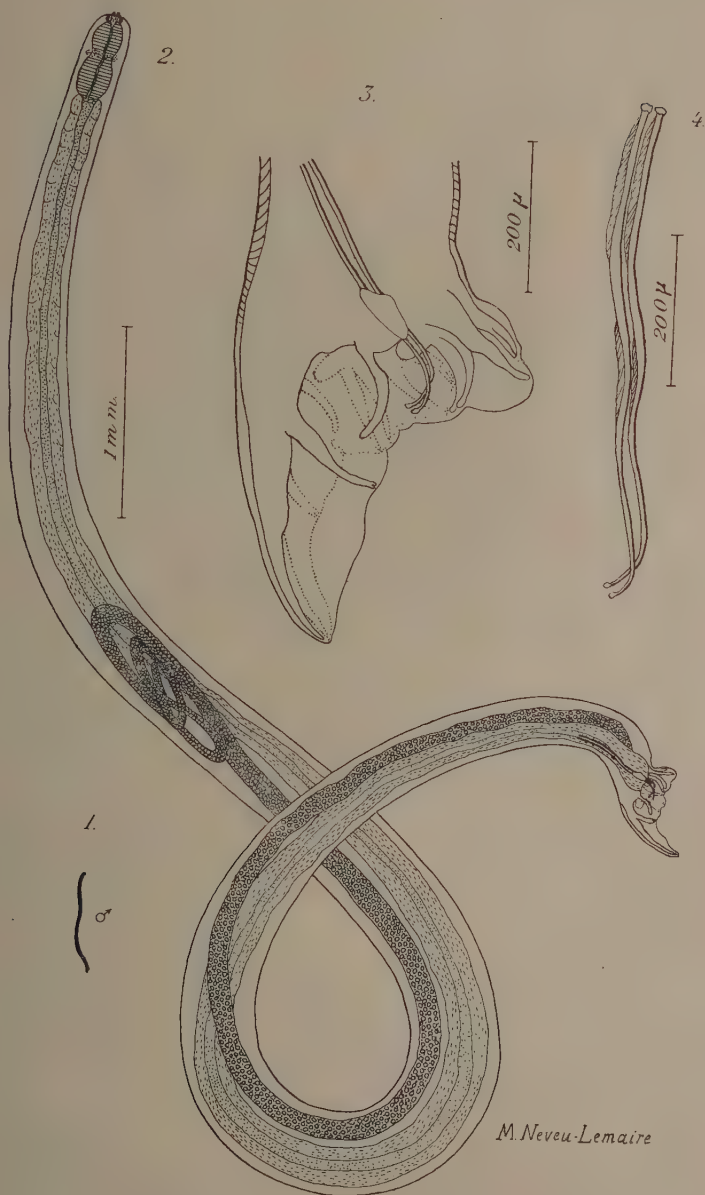
DESCRIPTION. — Le corps est cylindroïde, d'un diamètre presque constant, un peu moindre cependant au voisinage des extrémités qui sont tronquées. La cuticule est finement striée transversalement. Les papilles qui entourent normalement la bouche sont détériorées sur l'unique exemplaire que nous avons eu entre les mains. La coronule externe est formée de lames convergentes, de longueur variable, partant de la paroi interne de la capsule buccale et se rejoignant par leur extrémité libre. Il existe en outre une coronule interne limitant le bord antérieur de la capsule buccale, très courte et annulaire. Les glandes cervicales sont bien développées. L'œsophage, très court, est globuleux ; il est resserré au niveau de l'anneau nerveux qui l'entoure un peu au-dessous de son tiers antérieur ; son plus grand diamètre est situé au niveau de son tiers postérieur. Il existe des valves à la naissance de l'intestin, dont les cellules sont assez distinctes.

(1) NEVEU-LEMAIRE (M.). — Les Strongylidés du rhinocéros africain (*Rhinoceros bicornis*). *Annales de Parasitologie humaine et comparée*, II, n° 2, avril 1924, p. 121-153.

EXPLICATIONS DE LA PLANCHE

Planche VIII

Pteridopharynx omoensis N.-L. — 1. Mâle, grandeur naturelle. 2. Anatomie du mâle. 3. Bourse caudale. 4. Spicules.



Pteridopharynx omoensis Neveu-Lemaire, 1924 ; mâle.

Le lobe dorsal de la bourse caudale est plus développé que les lobes latéraux. Les côtes latérales postérieures portent dorsalement un diverticule arrondi. Des trois rameaux de chaque branche de la côte dorsale, les deux externes sont complètement fusionnés, sauf tout à fait à leur extrémité. Les spicules sont égaux, grêles, assez longs et en partie finement striés obliquement ; il existe une pièce accessoire.

DIMENSIONS DE PTERIDOPHARYNX OMOENSIS ♂

Longueur totale.....	15 mm.
Largeur maxima.....	425 μ
Largeur de la tête.....	275 μ
Capsule buccale { diamètre.....	100 μ
{ hauteur.....	50 μ
Œsophage { largeur.....	475 μ
{ largeur maxima.....	200 μ
Distance de l'anneau nerveux au début de l'œsophage...	170 μ
Longueur de la côte dorsale.....	450 μ
Longueur des spicules.....	650 μ

HÔTE. — Un seul exemplaire mâle, accompagné d'une demi-douzaine de femelles, a été trouvé dans le gros intestin du rhinocéros d'Afrique, *Rhinoceros bicornis* L.

LOCALITÉ. — Ce rhinocéros, autopsié par le professeur E. Brumpt, en 1902, au cours de la Mission du Bourg de Bozas, a été tué dans le voisinage de la rivière Ousnée, affluent du fleuve Omo, dans la région du lac Rodolphe (Afrique orientale).

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

A PROPOS DE L'ACARE DE LA GALE NORVÉGIENNE

Par A. H. MANDOUL

Professeur de Parasitologie à la Faculté de médecine de Bordeaux

Divers auteurs se sont évertués à reconnaître à l'acare de la gale norvégienne des caractères spéciaux, sinon spécifiques. Fürstenberg différencie cet acare de celui de la gale commune par la taille des adultes et des œufs et par la dimension des épines dorsales. Plus récemment, A. Buxton invoque les seuls caractères tirés des épines dorsales. Pour Mégnin, l'acare de la gale norvégienne est celui-là même qu'il a découvert sur les loups de la ménagerie du Muséum. Tous les auteurs sont loin d'ailleurs de partager cette manière de voir et nombreux sont ceux qui voient la dualité des parasites des deux formes de la gale humaine.

L'article de Ch. Joyeux paru ici-même et l'observation plus récente de W. Dubreuilh et Flye-Sainte-Marie apportent à l'appui de la théorie uniciste des arguments qui semblent décisifs. « Le Sarcopte (de la gale norvégienne), dit Ch. Joyeux, ne m'a paru présenter aucune différence morphologique avec *Sarcoptes scabiei* (L., 1748) var. *hominis* Mégnin. Cette constatation jointe aux cas de contagion observés par A. Pozzo et relatés ci-dessus, plaide en faveur de la théorie uniciste soutenue par Hébra et divers auteurs. » (T. I, p. 169).

L'observation de W. Dubreuilh et Flye-Sainte-Marie est non moins suggestive. Les acares, recueillis sur la malade entrée dans le service du professeur W. Dubreuilh à Bordeaux, m'ont fourni un matériel d'étude abondant. L'examen de ces parasites que j'ai pratiqué au Laboratoire avec le concours de M. Castebert, préparateur du service de Parasitologie et sur la demande de mon collègue, nous a donné des résultats suivants :

1° *Mâles* : Longueur de 190 μ à 195 μ ; largeur 160 μ .

2° *Femelles ovigères* : Longueur de 350 μ à 400 μ ; largeur de 260 μ à 300 μ . Les épines dorsales de la femelle sont bifurquées au sommet comme chez le sarcopte de la gale ordinaire.

3° *Œufs* : Longueur 150 μ ; largeur 100 μ .

Aucun caractère ne permet de différencier ces sarcoptes de ceux de la gale commune, en particulier ceux tirés de la taille des adultes et des œufs ainsi que ceux invoqués par quelques auteurs, Fürsten-

berg et plus récemment A. Buxton. Les mensurations prises par Buxton concernant les épines dorsales présentent de telles variations qu'il ne paraît pas possible de déterminer leur longueur d'une façon précise en raison de leur obliquité.

Avec Ch. Joyeux nous concluons que les deux sarcoptes ne présentent aucune différence morphologique.

Il est curieux de constater que les sarcoptes de la gale norvégienne vivent dans les squames à la façon des acarïens détriticoles, comme les tyroglyphes, par exemple, dans les croûtes du fromage.

Le cas de W. Dubreuilh est en outre intéressant par les nombreuses contagions familiales et hospitalières que la malade a répandues autour d'elle et qui ont toutes revêtu l'aspect habituel de la gale vulgaire. Je citerai parmi les victimes de l'entourage de la malade, son mari et sa fille avec lesquels elle vivait ; plusieurs de leurs voisines contaminées par la fille ; à l'hôpital les quelques malades de la salle qui ont contribué à la soigner ; les infirmières qui se sont occupées d'elle et enfin l'interne de service.

RÉSUMÉ

Ainsi donc la cause paraît bien définitivement jugée. Gale norvégienne et gale commune reconnaissent pour agent pathogène un seul et même acarïen : *Sarcoptes scabiei* (L., 1748) var. *hominis* Mégnin. La gale norvégienne tire son originalité, non de la spécificité de son parasite, mais de la forme de ses lésions.

BIBLIOGRAPHIE

- BUXTON (A.). — On the *Sarcoptes* of man. *Parasitology*, XII, 1921, p. 146-151.
DUBREUILH (W.) et FLYE-SAINTE-MARIE. — *Bull. de la Soc. de Dermatologie*, 10 janvier 1924, p. 45-56.
JOYEUX (Ch.). — Sur un cas de gale norvégienne en Afrique Occidentale. *Annales de Parasitologie*, I, n° 2, juin 1923, p. 167-169.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Bordeaux.

PONTE ET RÉSISTANCE DES ŒUFS DE *L'ANOPHELES MACULIPENNIS*

Par E. BRUMPT

Au cours d'une enquête sur les causes de la disparition du paludisme dans les régions marécageuses du Cotentin, où cette maladie était fréquente il y a une cinquantaine d'années, j'ai eu l'occasion de récolter, du 6 au 18 avril, avec l'aide de mes enfants, un grand nombre de femelles d'*Anopheles maculipennis*. Ces femelles, considérées comme hibernantes par beaucoup d'auteurs, renferment souvent du sang frais dans leur abdomen pendant l'hiver en Normandie et se nourrissent certainement sur les animaux pendant la saison froide, dès que la température est assez élevée pour leur permettre de se mouvoir.

Presque toutes les femelles récoltées, parfois plus de 300 dans une petite étable, avaient l'abdomen rempli d'œufs, leur tube digestif renfermait du sang dans la plupart des cas (90 à 95 p. cent), quel que soit le lieu de récolte ; elles étaient extrêmement voraces. C'est ainsi que des anophèles recueillis dans un tube renfermant des vapeurs de chloroforme, versés ensuite dans une cage du modèle Roubaud et apportés rapidement à bicyclette par mes enfants, pouvaient, quelques minutes après être sortis de leur léthargie provoquée, et malgré les trépидations subies au cours du transport, me piquer et se gorger de sang. La voracité des animaux non anesthésiés au moment de la récolte était aussi grande.

Je dois signaler en passant, et ceci pour démontrer qu'il sera bien difficile à l'homme de créer des races de moustiques zootropes (1), que j'ai été piqué très rapidement par des centaines de

(1) Mon scepticisme en ce qui concerne la possibilité pour l'homme de modifier l'instinct alimentaire des moustiques (prophylaxie trophique de Roubaud) ne m'empêche pas de reconnaître qu'aux environs de Paris, comme en Bretagne et en Normandie, les *Anopheles maculipennis* sont plus attirés par les animaux que par l'homme. Ils trouvent une abondante nourriture, une température relativement douce, de l'obscurité, des toiles d'araignées pour se suspendre et la tranquillité plus facilement dans les étables et les écuries que dans les habitations rurales. Dans celles-ci l'homme, offrant une moindre surface cutanée à attaquer, sait mieux se défendre contre les piqûres et la température y est toujours plus basse que dans les étables voisines, les chambres à coucher n'étant jamais chauffées dans le Cotentin. Je crois donc que le bétail exerce une action déviatrice, dans certains pays, sur les espèces de culicidés polyphages. Par conséquent il me paraît nécessaire d'étudier à fond le rôle que les animaux domestiques jouent actuellement et pourraient jouer plus tard si nous savions mieux orienter leur action, dans la prophylaxie du paludisme.

femelles récoltées dans des étables, des écuries, une porcherie, une bergerie, un grand clapier, un poulailler, dans lesquels elles devaient vivre, ainsi que leurs ancêtres, aux dépens des animaux les plus divers, rarement aux dépens de l'homme.

Ponte d'*Anopheles maculipennis*. — Dans le but de récolter des œufs d'anophèles pour distribuer aux étudiants fréquentant mon laboratoire, je mis dans une cage Roubaud, renfermant de nombreuses femelles gorgées, une petite cuvette de verre dans laquelle, malgré la température ambiante qui était d'environ 12° C., je pus récolter des œufs en abondance. En répétant plusieurs fois la même expérience, j'eus la bonne fortune d'assister à la ponte de plusieurs femelles, une première fois le 9 avril à 6 h. 20 du soir (heure d'été)

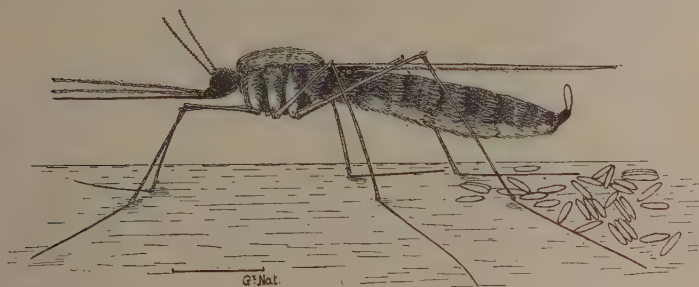


FIG. 1. — Femelle d'*Anopheles maculipennis* pendant l'acte de la ponte.
(Catz, par Carentan, 9 avril 1925).

et ensuite à diverses reprises jusqu'au 18 avril, dernier jour d'observation.

En utilisant à Paris des femelles récoltées dans des étables des environs de Bonneuil le 30 avril, j'ai pu obtenir de nombreux œufs, mais je n'ai plus eu l'occasion d'assister de nouveau à la ponte. Sauf erreur, aucun auteur n'a décrit d'une façon complète l'acte de la ponte chez *Anopheles maculipennis*. Le seul travail dans lequel j'ai pu trouver quelques indications sur ce sujet est celui de D. Falleroni, dans lequel l'auteur, qui a eu l'occasion d'étudier 1.067 pontes, signale en trois lignes (p. 11) que la durée de la ponte varie naturellement suivant le nombre d'œufs pondus et qu'en captivité les femelles déposent de 6 à 10 œufs par minute.

D'après mes observations, la femelle qui a besoin de pondre se pose sur l'eau dans l'attitude de celle représentée sur la figure ci-jointe (fig. 1). J'en ai vu dont les deux pattes antérieures étaient fixées sur la paroi de la cuvette et dont les quatre autres étaient

sur l'eau. En aucun cas, quand l'animal pond normalement (1), l'abdomen ne touche la surface de l'eau à laquelle il reste toujours parallèle.

La femelle représentée figure 1 a déposé 90 œufs (2) le 9 avril à 6 h. 20 du soir (heure d'été). Chaque œuf pondu sortait brusquement de l'extrémité de l'abdomen et se dirigeait vers les ailes ; après être resté de 6 à 8 secondes dans cette position, il tombait sur l'eau où il se disposait suivant le dessin géométrique représenté dans la figure 2. Les œufs, blancs au moment de la ponte, deviennent d'un noir plus ou moins foncé en quelques heures, à



FIG. 2. — Ponte de 197 œufs déposés par une femelle d'*Anopheles maculipennis*. (Paris, 30 avril 1925).

la lumière diffuse en avril. La partie convexe de l'œuf touche l'eau, la partie plate constitue la face supérieure. A la surface des œufs, on observe une gaine visqueuse blanche d'épaisseur variable suivant les points et formant des bandes blanchâtres bien visibles sur les figures 2 et 3. Les flotteurs font partie de cette gaine et s'enlèvent avec elle quand on gratte la surface des œufs. Ces derniers

(1) Quand l'animal prêt à pondre tombe à la surface de l'eau, ses ailes se mouillent et il est incapable de se relever, mais, poussé par un besoin impérieux, il peut néanmoins déposer ses œufs. La pointe de l'abdomen enfoncée dans l'eau évacue des œufs, qui tombent au fond du récipient où ils se disposent à peu près comme à la surface de l'eau. Ces œufs noyés, blancs, mettent environ 6 heures pour noircir. Je n'ai pas eu le temps de vérifier s'ils pouvaient éclore.

(2) Certaines femelles ont pondu respectivement en une seule fois : 86, 93, 112, 115 et 197 œufs.

s'agglomèrent en formant un dessin géométrique considéré comme caractéristique des pontes d'*A. bifurcatus* par Grassi, mais qui en réalité s'observe toujours quand les œufs d'*Anopheles* ou de *Stegomyia* flottent à la surface de l'eau et obéissent à la force d'attraction.

A une température moyenne de 10° à 12°, les œufs éclosent, en avril, en 8 jours ; les larves primaires possèdent un petit appareil d'éclosion très caractéristique.

Dans son travail sur la biologie de l'*Anopheles maculipennis* d'Italie, Falleroni signale que les œufs produits par les femelles maintenues dans des étables sont plus ou moins complètement stériles, phénomène qui, d'après cet auteur, serait sous la dépendance des fermentations ammoniacales de l'urine et du fumier et qui, pour Roubaud, serait à rapprocher du phénomène de la suspension de l'activité ovarienne par surcharge excrétrice au cours de l'hibernation qu'il a étudié chez divers insectes.

Dans mes observations faites en Normandie et aux environs de Paris, en avril, sur des pontes provenant de plus d'une centaine de femelles récoltées dans des étables et des écuries, je n'ai rien observé de semblable. Tous les œufs que j'ai laissé éclore ont donné des larves en quelques jours.

Résistance des œufs d'*Anopheles maculipennis*. — Les œufs des quelques espèces d'anophèles étudiés jusqu'à ce jour sont très peu résistants à la sécheresse et au froid. Christophers et Stephens



FIG. 3. — Œufs d'*Anopheles maculipennis*. 1, face dorsale ; 2, face ventrale ; 3, 4, 5, œufs de la même ponte vus de profil ; 6, 7, 8, œufs plus petits provenant d'une autre ponte.

(1900) ont établi qu'à Freetown, les œufs d'anophèles pouvaient rester vivants sur du papier buvard au maximum pendant 24 heures ou 48 heures. En mettant au contact de l'eau de la vase récoltée dans 25 mares desséchées dans lesquelles les œufs et les larves d'anophèles étaient fréquents tant qu'elles renfermaient un peu

d'eau, ces auteurs n'ont obtenu aucune éclosion. Des expériences identiques faites par Gray (1900) à Santa Lucia (Antilles) ont donné également des résultats négatifs en ce qui concerne les Anophelinés mais lui ont permis d'obtenir des larves de *Culex taeniatus*.

En étudiant les œufs d'*A. maculipennis*, G. Nuttall a constaté que des œufs conservés cinq jours sur du papier buvard ne donnaient aucune larve quand ils étaient placés sur l'eau. Falleroni observe la mort des œufs après trois jours de conservation à sec.

Avec les nombreux œufs que j'ai eus à ma disposition, j'ai fait un certain nombre d'expériences avec ceux venant d'être pondus et avec ceux renfermant déjà une larve primaire sur le point d'éclore (1).

En utilisant des œufs venant d'être pondus, placés immédiatement sur du papier buvard et conservés à sec, la limite de conservation a été de 48 heures. Des œufs conservés en atmosphère humide n'ont pu évoluer après 72 heures de conservation. Ces expériences ont été faites à la température moyenne de 12° à 15° et à l'air libre.

En utilisant des œufs renfermant des larves déjà formées, la résistance semble sensiblement accrue. En voici quelques exemples:

Exp. 561 (VII). — Plusieurs centaines d'œufs, pondus en Normandie du 12 au 18 avril, sont placés le 18 avril sur du papier buvard humide épais dans un tube bouché et emporté à Paris. Les œufs mis dans l'eau dans une étuve à 25°, le 22 avril à 5 heures, ne sont examinés que le lendemain à 9 heures. A cette heure presque tous les œufs ont donné naissance à des larves très agiles dont j'ai poursuivi l'élevage.

Exp. 564 (VII). — Des centaines d'œufs, pondus dans la nuit du 19 au 20 avril, conservés à la température du laboratoire (12°-15°), commencent à donner quelques larves le 25 avril. A ce moment, les œufs sont placés sur des bandes de papier buvard et mis dans des boîtes de Pétri en atmosphère humide.

Le 26 avril, 15 œufs mis dans l'eau à 25° donnent 15 larves très agiles.

Le 27 avril, 20 œufs donnent 20 larves.

Le 28 avril, 50 œufs donnent autant de larves.

Le 29 avril, 10 œufs donnent dix larves qui éclosent plus lentement.

Le 30 avril, 20 œufs donnent une seule larve qui sort de sa coque.

(1) A ceux qui veulent assister à l'éclosion des larves d'anophèles, je recommande de récolter sur du papier buvard des œufs d'un lot ou quelques larves viennent d'éclore et de les conserver en atmosphère humide.

Pour étudier le mécanisme de l'éclosion il suffit de faire flotter le papier couvert d'œufs mûrs, 24 ou 48 heures plus tard, sur quelques gouttes d'eau à 20° ou 25°, de le placer sur une lame et d'examiner avec un microscope ordinaire ou un bino-culaire.

Les autres larves soulevaient le pôle d'éclosion de l'œuf, remuaient la tête, mais n'avaient pas la force de sortir.

Le 1^{er} mai, 500 œufs donnent 10 larves, qui éclosent lentement et se montrent peu actives.

Le 2 mai, 400 œufs ne donnent aucune larve.

La résistance maxima a donc été de 6 jours.

Mes expériences montrent donc que les œufs d'*A. maculipennis* ont une longévité très faible, que l'on peut opposer à la longévité remarquablement grande des œufs de *Stegomyia* et d'un certain nombre d'autres Culicins.

Telles sont les expériences que j'ai pu faire sur les anophèles de la région normande et de la région parisienne.

On peut se demander si, dans certains pays, d'autres phénomènes concernant la résistance des œufs peuvent être observés et si les femelles d'*Anopheles maculipennis* dites hibernantes, sont seules à pouvoir assurer la perpétuité de l'espèce comme cela semble résulter de l'expérience de beaucoup d'auteurs et des travaux expérimentaux tout récents de Falleroni dans la campagne romaine.

C'est en effet la question qui vient d'être posée par Marchoux, à la suite de deux enquêtes faites récemment par lui en Algérie et en Corse. Cet auteur émet les opinions que nous reproduisons ci-dessous :

1° L'*Anopheles maculipennis* ne se conserve pas d'une année à l'autre, seulement par hibernation de femelles fécondées.

2° Les insectes pondent à la fin de l'automne des œufs d'hiver.

3° Les œufs meurent probablement dans les pays froids alors que les femelles y trouvent au contraire de bons refuges.

4° Sous des climats plus doux les œufs sont mieux partagés que les adultes qui n'y rencontrent pas de retraites favorables.

Ces hypothèses, basées sur un certain nombre de faits d'observation, méritent d'être soumises au contrôle rigoureux de nouvelles enquêtes qui devront être poursuivies en Algérie et en Corse en diverses saisons. Ces enquêtes montreront si les œufs d'hiver non signalés encore chez les Anophélins et ne semblant pas exister en France continentale, se rencontrent dans certaines contrées du bassin méditerranéen et peuvent assurer le passage de l'espèce d'une année à l'autre.

RÉSUMÉ

1° En 1925, dans le département de la Manche, les femelles d'*Anopheles maculipennis* ont pondu expérimentalement dès le 9 avril et peut-être dès cette époque ou même plus tôt dans la nature.

2° Les femelles déposent sur l'eau des œufs, blancs au moment de la ponte. Ces œufs évacués toutes les 6 à 8 secondes brunissent en quelques heures à la lumière du jour.

3° Des œufs, placés sur du papier buvard aussitôt après la ponte, peuvent résister au maximum 48 heures à l'air libre et 72 heures en milieu saturé d'humidité, à la température de 12°-15°C. environ.

4° Des œufs, renfermant une larve prête à éclore, peuvent résister au maximum 6 jours en atmosphère humide à la température moyenne de 12°-15°C.

5° Mes observations, confirmant celles faites par divers auteurs sur les œufs d'Anophélinés, ne sont pas favorables à l'hypothèse d'œufs d'hiver assurant le passage de ces insectes d'une année à l'autre.

BIBLIOGRAPHIE

- CHRISTOPHERS (S.-R.) et STEPHENS (J.-W.-W.). — Further reports to the Malaria Committee. *Roy. Soc.*, Harrison and Sons, Londres, 1900.
- FALLERONI (D.). — *Studio sugli Anofeli maculipennis delle Paludi pontine*. Typographie Recanati, 1924.
- GRASSI (B.). — Studi di uno zoologo sulla malaria. *Rend. d. Reale Accad. dei Lincei. Cl. di sc. fis. nat. e. nat.*, IX, 1900, p. 215.
- GRAY (St. G.). — *Anopheles* in St. Lucia. *Brit. med. Journ.*, II, 1900, p. 583.
- MARCHOUX (E.). — Modes divers d'hibernation de l'*Anopheles maculipennis*. *Bull. Soc. path. exot.*, XVIII, 13 mai 1925, p. 409.
- NUTTAL (G.). — Studies in relation to malaria. II The structure and biology of *Anopheles*. The egg and larva. *Journ. of Hygiene*, I, 1901, p. 50.
- ROUBAUD (E.). — La méthode trophique dans la lutte contre les insectes et les affections qu'ils transmettent. *Rev. gén. des Sciences*, 30 mai 1920, p. 301.
- ROYER (M.). — Note sur la ponte d'*Anopheles maculipennis*. *Bull. Soc. ent.*, 1918, p. 211.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

CAPTURE DES LARVES DE CULICIDÉS PAR LES PLANTES DU GENRE *UTRICULARIA*

Par E. BRUMPT

Le nombre de moustiques constaté dans une même région d'une année à l'autre dans des conditions climatiques comparables est à peu près constant. Pourtant, par suite de la fécondité des femelles, leur nombre devrait être multiplié théoriquement par cinq cents ou mille chaque année. Cette différence tient à l'action exercée, dans le milieu ambiant, par des facteurs physiques défavorables et surtout par les ennemis naturels des adultes et des larves.

Je ne m'occuperai dans cette courte communication que du rôle de certains végétaux, généralement aquatiques, appartenant au genre *Utricularia*.

Diverses plantes ont été préconisées pour lutter contre les larves de moustiques. Les unes comme les lentilles d'eau (*Lemna*, sp. sp.), les *Pistia*, les *Limnobium*, les *Eichornia*, les *Piaropus* (1), les *Azolla*, les *Salvinia* et un grand nombre d'autres plantes peuvent, quand elles forment une couverture complète à la surface de l'eau, empêcher le développement des anophèles. Certaines autres, comme diverses Characées, dont le rôle est d'ailleurs contesté par plusieurs auteurs, vivent dans des eaux qui, par leur composition chimique ou par leur flore, ne conviennent peut-être pas aux larves d'anophèles.

Dans le cas des utriculaires (2) dont certaines espèces flottent entre deux eaux dans les mares à eau tranquille, claire, ou rendue trouble par du limon en suspension, le mode d'action est tout à fait différent. Ces plantes peuvent en effet se multiplier dans les eaux où le développement des larves de moustiques s'effectue normalement, elles peuvent même détruire un assez grand nombre de ces dernières en les emprisonnant dans leurs vésicules.

L'*Utricularia vulgaris*, que j'ai étudiée aux environs de Paris, est dépourvue de racines ; elles apparaît au printemps, longtemps avant l'éclosion des premières larves d'*Anopheles maculipennis* et se rencontre à l'arrière-saison en novembre quand la température

(1) En Louisiane certains cours d'eau sont entièrement couverts par les « Water hyacinth » (= *Piaropus crassipes*).

(2) Ce genre de plantes fait l'objet d'une étude biologique et systématique, publiée dans ce même numéro par le Dr M. Langeron.

n'est pas trop rigoureuse. Pendant la saison froide, cette plante est réduite à des bourgeons ou hibernacles, qui tombent au fond des mares et qui, dès l'approche du printemps, remontent à la surface, se développent rapidement et présentent alors de nombreux utricules grands et petits, capables d'absorber des proies proportionnées à leurs dimensions.

Dans les lignes qui suivent, je vais signaler, après avoir donné un aperçu historique, le rôle intéressant que les utriculaire peuvent jouer dans la lutte contre les moustiques et dans la prophylaxie du paludisme.

Historique. — La propriété de capturer des proies vivantes présentée par les vésicules des utriculaire semble avoir été signalée pour la première fois par le botaniste français Crouan (1) qui, en 1858, constata la présence de petits crustacés dans celles de l'*Utricularia vulgaris*.

Dix ans plus tard, Holland (1868) signale, en Angleterre, la présence d'insectes aquatiques dans les vésicules d'une utriculaire et émet l'opinion que cette plante peut en tirer quelques substances alimentaires.

Dans *Utricularia vulgaris*, Cohn (1875) observe divers crustacés et vers d'eau douce.

Dans les vessies d'*Utricularia clandestina* de New-Jersey, Mme Treat (1875) signale des crustacés et très souvent des larves de culicides.

Egalement en 1875, Ch. Darwin, dans son remarquable ouvrage sur les plantes insectivores, dit avoir rencontré des *Cypris* et des copépodes, parfois au nombre de dix, chez *Utricularia vulgaris*; divers crustacés entomostracés et des larves d'insectes chez *Utricularia neglecta*; enfin parfois jusqu'à vingt crustacés plus ou moins reconnaissables dans une seule vésicule d'*Utricularia minor*. Dans ce même ouvrage, Ch. Darwin résume les observations qu'il a faites en étudiant des échantillons exotiques conservés dans les herbiers du jardin botanique de Kew. Dans les utricules développés sur les rhizomes de l'*Utricularia montana*, espèce terrestre, il trouve des débris de petits animaux.

Dans les vésicules d'*Utricularia nelumbifolia* (2), il trouve des

(1) Cité par Darwin, d'après Delpino.

(2) Cette curieuse espèce, découverte dans les montagnes des Orgues (Etat de Rio de Janeiro, Brésil) par Gardner (1836-1841), vit dans l'eau collectée par les broméliacés du genre *Tillandsia* croissant sur les roches arides à une altitude d'environ 1.500 mètres. Comme l'eau accumulée entre les gaines de leurs feuilles par diverses *Tillandsia* (Broméliacées) renferme des larves d'un certain nombre d'espèces de moustiques, pathogènes ou non, il serait intéressant de savoir si ces dernières sont détruites par les vésicules de cette utriculaire.

débris de divers arthropodes, ainsi que dans celles des espèces suivantes : *U. amethystina* de la Guyane, *U. griffithsi* de Malaisie et de Bornéo, *U. cærulea*, *U. orbiculata*, *U. multicaulis* des Indes anglaises et de plantes voisines des utriculaires comme les *Poly-pompholyx multifida* de l'Australie occidentale et les *Genlisea ornata* du Brésil et *G. africana* de l'Afrique méridionale.

En 1882, Schimper a observé chez *Utricularia resupinata*, *U. subulata* et surtout chez *U. cornuta*, espèces terrestres, des rotifères, des vers, des crustacés, des grains de sable, des carapaces de diatomées et des infusoires.

En 1890, Gœbel a signalé dans les vésicules d'*U. orbiculata*, espèce épiphyte de l'Extrême-Orient, de nombreux crustacés et parfois une seule grosse larve de coléoptère les remplissant totalement. Ce même auteur a trouvé des débris organiques et inorganiques et des crustacés dans les utricules d'*U. bifida*, espèce habitant l'Inde, le Japon et la Malaisie, et, dans celles d'*U. affinis* des mêmes régions, divers animalcules, des diatomées et des nostocacées.

Garbini (1899), sur 610 utricules d'*Utricularia neglecta*, a trouvé 62 fois la cavité vide, 44 fois des débris indéterminables, 504 fois des organismes variés. Ces derniers, au nombre de 2.084, se répartissent comme il suit : 327 protozoaires, 469 rotifères, 66 nématodes, 1.196 crustacés entomostracés, 13 *Gammarus pulex*, 16 larves d'insectes, 3 hydrachnes. Les formes les plus fréquentes, au nombre de 1.550 individus, appartiennent seulement à quatre espèces, soit : 195 *Stilonychia mytilus* Ehrb. (infusoire), 185 *Monommata longiseta* Bartsch (rotifère), 872 *Chydorus sphaericus* O. F. Müller (crustacé cladocère) et 298 *Cyclops signatus* Koch (crustacé copépode).

En 1905, Adolf Eysell, sans donner aucun historique de la question, signale que les plantes d'eau carnivores, et en particulier les utriculaires, peuvent emprisonner des larves et des nymphes de moustiques. Il ajoute que les larves solidement fixées par les utricules, incapables de venir respirer à la surface de l'eau, meurent asphyxiées et qu'un seul pied de cette plante est capable de détruire des centaines de larves. Bien que le travail d'Eysell soit accompagné d'excellentes figures et qu'il ait paru dans le traité classique des maladies tropicales de Mense, il semble avoir échappé à la plupart des auteurs qui, dans leurs travaux les plus récents sur la prophylaxie du paludisme, ne signalent pas le rôle des utriculaires.

En 1923, Carlos França a présenté au Congrès de médecine tropicale de Saint-Paul-de-Loanda un travail original sur ce sujet. Après avoir attiré l'attention sur un petit opuscule de propagande antipaludique publié en russe par Marzinowski, en 1916, dans lequel il est question du rôle des utriculaires, l'auteur nous signale

la destruction des larves d'*Anopheles bifurcatus* et de *Theobaldia annulata*, dans la nature par *Utricularia vulgaris*, aux environs de Lisbonne (1).

Enfin, en 1925, Victor Apfelbeck, après avoir rappelé que l'*Utricularia vulgaris* capture de nombreux animaux aquatiques, admet qu'elle peut contribuer à détruire de jeunes larves d'anophèles bien qu'il ait constaté, en Bosnie, un assez grand nombre de ces larves dans des mares renfermant des *Utricularia*.

Le mécanisme de la capture a été encore peu étudié. En ce qui concerne ce sujet, Mme Treat (1875), de New-Jersey, observant une espèce américaine, l'*Utricularia clandestina* a été plus heureuse que la plupart des observateurs car elle a pu voir la pénétration de divers animaux (tardigrades, crustacés, larves de moustiques), dans les utricules. Voici en particulier un extrait de son travail cité par Ch. Darwin : « Le *Cypris*, dit-elle, est très prudent, toutefois il est souvent capturé. Il se place à l'entrée d'une vessie, hésite un instant, puis s'éloigne ; un autre vient tout auprès de la valve, pénètre même dans la dépression, puis se retire comme s'il était effrayé. Un troisième, plus étourdi, ouvre la porte et entre ; mais il n'est pas plutôt à l'intérieur qu'il manifeste quelque inquiétude, il rentre ses pattes et ses antennes et se renferme dans sa coquille. Les larves, probablement celle du cousin (2), qui circulent près de la valve, heurtent la plupart du temps de la tête l'entrée de la prison d'où elles ne peuvent plus sortir. Quelquefois il s'écoule plus de trois ou quatre heures avant qu'une grosse larve ne soit avalée et chaque fois que j'ai assisté à ce spectacle, je n'ai pu m'empêcher de penser à ce qui se passe quand un petit serpent se met en tête d'avaler une grosse grenouille. »

Observations personnelles. — Plusieurs lots d'*Utricularia vulgaris* (3), récoltés aux environs de Paris, sont placés dans divers réci-

(1) Dans une espèce d'utriculaire des environs de Baltimore le professeur R.-W. Hegner a découvert une euglène verte qui pullule dans les utricules et qu'il a bien voulu me montrer, en octobre 1924, lors de mon voyage d'étude aux Etats-Unis comme hôte de la fondation Rockefeller.

(2) Dans la traduction française de l'ouvrage de Darwin à la page 503 on peut lire : « On a trouvé dans les vessies (de l'*Utricularia clandestina*) un grand nombre d'animaux capturés : au nombre de ces animaux se trouvaient des crustacés, mais la plupart du temps des larves délicates et allongées. Je suppose que c'étaient des *Culicidæ* ». « Sur quelques tiges, dit Mme Treat, neuf vessies sur dix contenaient ces larves ou leurs restes. Les larves vivaient encore de vingt quatre à trente-six heures après leur emprisonnement, puis elles périssaient ». Il m'est difficile d'affirmer qu'il s'agissait bien de larves de moustiques, mais étant donné l'abondance tout à fait particulière de ces insectes à New-Jersey, avant les magnifiques travaux prophylactiques de la *New-Jersey Mosquito extermination association*, il est bien probable que c'est Mme Treat qui a constaté la première fois la capture de larves de culicidés par les utriculaires.

(3) Détermination confirmée par le Dr M. Langeron.

pients renfermant de l'eau de Seine prise au robinet, ou de l'eau de Seine épurée par un séjour de plusieurs mois dans de grandes cuves de verre renfermant diverses plantes aquatiques.

Les utricules des plantes récoltées le 30 avril dans les mares renfermaient quelques débris, mais très peu d'animaux déterminables. En mettant des rameaux jeunes, dont les utricules étaient vides, dans de l'eau renfermant de nombreux crustacés ostracodes, copépodes et cladocères et des hydrachnides, j'ai pu constater, quelques minutes ou quelques heures plus tard, la capture de nombreux petits ostracodes, que leur mode de locomotion à la surface des plantes expose tout particulièrement, et d'un certain nombre de

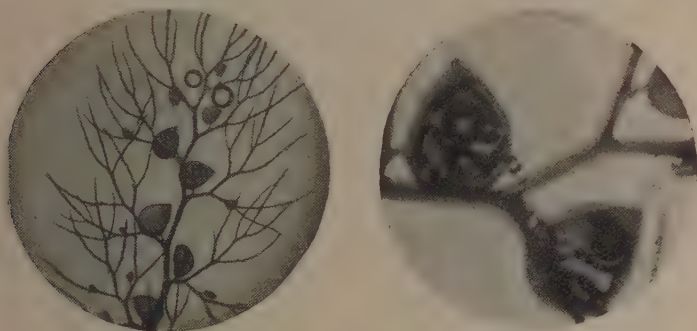


FIG. 1. — A gauche, rameau d'*Utricularia vulgaris* dont toutes les vésicules renferment de 1 à 5 larves primaires d'*Anopheles maculipennis*. A droite, deux vésicules vues à un plus fort grossissement montrant chacune 5 larves.

copépodes, parfois des hydrachnides. Je n'ai pas eu l'occasion d'observer l'emprisonnement de daphnies.

En plaçant une centaine de larves d'*Anopheles maculipennis*, présentant encore leur appareil d'éclosion (1) et mesurant de un à un millimètre et demi de longueur, dans un petit cristallisoir renfermant deux rameaux jeunes d'utriculaire, près d'une cinquantaine furent capturés en moins de trois heures. Dans un exemplaire, on rencontrait en général une seule larve par utricule, mais

(1) L'appareil d'éclosion des larves de moustiques, constitué par une petite dent chitineuse placée sur la face supérieure de la tête de la larve primaire, semble avoir peu retenu l'attention des observateurs. Sauf erreur, c'est F.-W. Edwards qui semble l'avoir signalé le premier en 1919; divers auteurs, tels que Wesenberg-Lund (1920-1921), Dickson Lang (1920) et Séguy l'ont également mentionné. J'ai eu l'occasion de l'observer chez *Stegomyia fasciata*, divers *Culex*, *Theobaldia annulata* et *Anopheles maculipennis*. Par son grand polymorphisme, cet appareil pourrait être utilisé pour la détermination spécifique des larves primaires des culicidés quand l'étude de ces dernières aura été faite systématiquement.

dans l'autre exemplaire la plupart des ascidies étaient vides sauf celles d'un rameau (fig. 1) qui semblait avoir exercé une attraction spéciale sur les larves, dont la majorité des utricules renfermaient de 1 à 5 larves.

J'ai pu répéter les mêmes expériences avec un égal succès en utilisant des larves d'*Anopheles maculipennis* de 6 à 8 mm. de longueur. Un quart d'heure, parfois une demi-heure après le début de l'expérience, on pouvait voir certaines d'entre elles retenues dans les utricules où, malgré la privation relative d'air (1), elles pouvaient vivre au moins dix heures.

Les larves de *Culex apicalis* (2) sont également très vite empi sonnées dans les utricules (fig. 2 et 3). Dans le courant de la première heure d'expérimentation, près de 50 p. cent des larves sont

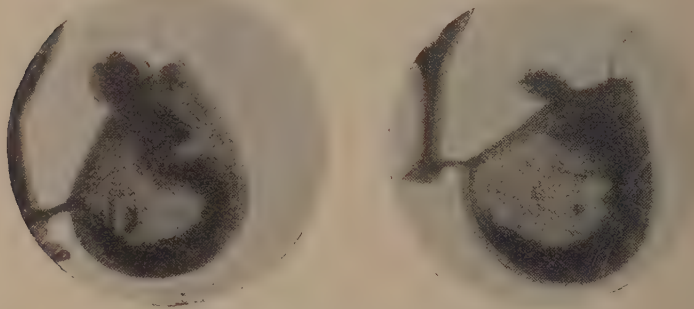


FIG. 2. — A gauche, une larve adulte de *Culex apicalis*.
A droite, une grosse larve d'*Anopheles maculipennis*.

capturées. Le temps m'a manqué pour étudier plus complètement ce fait et pour établir si les larves non capturées présentent des tropismes particuliers qui les éloignent des utriculaires ou si, tout simplement, ce sont les utricules attractives, saturées de larves, qui ne peuvent plus en absorber.

J'aurais voulu élucider par quel mécanisme les larves de culicidés entrent dans les utricules car toutes celles que j'ai eu l'occasion d'étudier, étaient prises par la partie postérieure du corps (lamelles branchiales, derniers anneaux du corps), ou par le corps

(1) Les utricules renferment en effet très souvent une grosse bulle de gaz, signalée dès 1843 par Benjamin, facile à voir sur les micrographies jointes à ce travail. Ce gaz doit être de l'oxygène car il se forme parfois rapidement sous l'influence de la lumière solaire.

(2) Détermination du Dr H. Galliard, préparateur au Laboratoire de Parasitologie.

entier, la tête restant au dehors (fig. 2 et 3). Les photographies publiées par A. Eysell, dès 1905, montrent aussi les aspects que je viens de signaler ci-dessus.

Si réellement les larves entrent dans l'utricule par leur extrémité postérieure, on peut se demander si elles ne sont pas attirées par la présence fréquente de cette bulle d'oxygène signalée ci-dessus. Elles obéiraient ainsi à un tropisme comparable à celui des larves de *Mansonia*, de *Mansonioides* et de *Tæniorhynchus* qui enfonce leur siphon respiratoire dans les tissus des plantes aquatiques pour en absorber l'oxygène, ou comparable à celui des curieuses larves d'un *Uranotænia* (1), que je viens d'observer à Manaos (Amazonie), larves qui ne présentent aucune adaptation particulière du siphon comme dans les genres signalés ci-dessus. Ces larves ne viennent

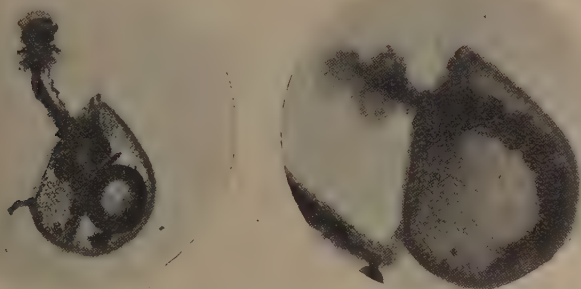


FIG. 3. — A gauche et à droite, larves adultes de *Culex apicalis* capturées par *Utricularia vulgaris*. La vésicule de gauche renferme une grosse bulle de gaz.

jamais respirer l'air à la surface de l'eau, elles le prennent entre les poils des feuilles de diverses plantes aquatiques quand ceux-ci en retiennent comme dans les cas de *Pistia stratioides*, ou encore au moment où diverses plantes aquatiques émettent de l'oxygène au niveau de leurs parties immergées.

Quel que soit le mécanisme qui explique la capture des larves de culicidés, un fait bien établi c'est que les utriculaires capturent facilement ces animaux et possèdent dans certains cas une capacité destructrice considérable. Comme, d'autre part, les larves de l'*Anopheles maculipennis*, principal vecteur du paludisme en Europe et dans le bassin méditerranéen, apparaissent après les utriculaires et disparaissent, soit simultanément, soit après, ces

(1) Détermination du Dr F. Larrousse, préparateur au Laboratoire de Parasitologie.

plantes peuvent détruire un nombre de larves qui n'est certainement pas négligeable (1). Il y a un grand intérêt à étudier les conditions physico-chimiques qui déterminent le développement des utriculaires et à tenter leur acclimatation dans les eaux douces des régions à paludisme où elles n'existent pas encore.

L'utilisation des animaux et des végétaux auxiliaires peut rendre de grands services dans la lutte contre les animaux nuisibles. Cependant, avant d'introduire dans un pays donné de nouveaux êtres vivants, il est indispensable que des biologistes compétents étudient au préalable les répercussions qui pourraient éventuellement se produire sur la faune et la flore autochtone. Dans le cas des utriculaires aucune intervention fâcheuse ne paraît à craindre.

RÉSUMÉ

1. La capture des larves de culicidés par les vésicules des utriculaires, signalée d'abord par Mme Treat de New-Jersey, en 1875, revue par Eysell en 1905 et par França en 1923, a été constatée expérimentalement par moi dans le cas d'*Anopheles maculipennis* et de *Culex apicalis*.

2. Comme les utriculaires présentent parfois une grande efficacité destructrice, il y aurait intérêt à bien connaître les conditions qui favorisent leur acclimatation et leur pullulation, afin de s'en servir dans la prophylaxie du paludisme où tous les moyens, surtout ceux d'ordre biologique, toujours les plus économiques, doivent être utilisés.

BIBLIOGRAPHIE

- APFELBECK (V.). — Recherches et observations sur les Arthropodes pathogènes de l'homme et des animaux. Edition de l'Inspectorat du Ministère de la Santé publique. Sarajevo, N° 17, 1925.
- BENJAMIN. — Ueber den Bau and die Physiologie der Utriculariæ. *Bol. Zeit.*, VI, 1848.
- COHN. — Ueber die Function der Blasen von *Aldrovanda* und *Utricularia* Beiträge zur Biologie der Pflanzen, I, 3, 1875.
- CROUAN (P.-E. et H.-M.). — *Florule du Finistère*, Brest, 1867.

(1) Je dois signaler cependant qu'à Porto-Vecchio (Corse), je n'ai rencontré ni larve d'*Anopheles* ni larve de *Culex* dans les vésicules de divers pieds d'*Utricularia vulgaris* provenant d'une mare où les culicidés se rencontrait d'ailleurs en petit nombre, le 6 juillet 1925.

- DARWIN (Ch.). — *Insectivorous Plants*. 1875. Traduction Barbier. Reinwald et C^{ie}, Paris, 1877.
- DELPINO. — *Ult. Osservaz. Sulla Dicogamia*, 1868-1869, p. 16 (cité par Darwin).
- EYSELL (A.). — Die Stechmücken. *Handbuch der Tropenkrankheiten de Mense*, II, p. 80, pl. III, 1905.
- FRANÇA (C.). — L'emploi des plantes dans le combat des moustiques. Congrès de médecine tropicale de Saint-Paul de Loanda. *Revista medica de Angola*, III, avril 1923, p. 419.
- GARBINI. — *Le vittime della Utricularia neglecta*. Venezia, C. Ferrari, 1899.
- GOEBEL (K.). — Morphologische und biologische Studien. *Ann. du Jardin botanique de Buitenzorg*, IX, 1890.
- HOLLAND. — *Quart. Mag. of the Nat. Hist. Soc. High Wycombe*, juillet 1868, p. 5 (cité par Darwin).
- MARZINOWSKI (E.). — *La lutte contre la malaria* (en russe). Opuscule de 19 pages, 3 pl., Moscou, 1916.
- SCHIMPER. — Notizen ueber Insectenfressende Pflanzen. *Bot. Zeit.*, XV, 1882, p. 241-248, pl. IV.
- TREAT. — *New-York Tribune*. Reproduit dans *Gardener's Chron.*, 1875, p. 303.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

REVUE CRITIQUE

BIOLOGIE ET ÉCOLOGIE DES UTRICULAIRES DANS LEURS RAPPORTS AVEC LA PROPHYLAXIE DU PALUDISME

Par M. LANGERON

Dans la lutte contre le paludisme, on ne doit négliger aucun moyen, si faible qu'il puisse paraître. Cela est surtout vrai lorsqu'il s'agit d'ennemis naturels des moustiques ou de leurs larves. Ces agents, dits biologiques, peuvent devenir suffisamment efficaces lorsque des conditions écologiques appropriées intensifient leur multiplication, au point de rompre en leur faveur l'équilibre normal du milieu floristique ou faunistique.

Parmi les ennemis naturels des moustiques, il importe donc de ranger les végétaux dits carnivores, c'est-à-dire pourvus d'appareils spéciaux qui réalisent la capture des insectes ou de leurs larves. Je n'étudierai pas ici toutes ces plantes si particulières : les unes sont plus proprement terrestres et ne peuvent réellement jouer qu'un rôle très restreint par suite de leur rareté et du peu d'importance de leurs captures. C'est le cas des *Drosera*, *Dionæa*, etc. Les plantes carnivores aquatiques sont plus intéressantes, parce qu'elles ont une faculté de multiplication beaucoup plus grande, leur permettant d'envahir de grandes étendues d'eau. Leurs appareils de capture sont aussi plus nombreux : dans ces pièges naturels viennent se prendre, avec beaucoup d'autres organismes planctoniques, les larves de moustiques.

Les *Aldrovanda*, véritables Dionées aquatiques, appartiennent à cette famille des Droséracées qui possède de si intéressantes formes terrestres carnivores. Les feuilles de ces plantes se referment comme un livre pour saisir leur proie. Sans être négligeable, leur rôle ne paraît pas susceptible d'un grand développement, à cause du peu d'étendue de l'aire de dispersion de ce genre et de ses exigences écologiques assez étroites.

Il y a beaucoup plus à attendre des utriculaires. Celles-ci font

partie de la famille des Lentibulariacées, très voisine de celle des Scrofulariacées, parenté qui se manifeste, au premier coup d'œil, par l'aspect extérieur de la fleur et du fruit (1).

Les quatre principaux genres de Lentibulariacées se répartissent entre trois types bien distincts : le type *Pinguicula*, à feuilles couvertes de poils glanduleux, comme celles des *Drosera* ; le type *Gentlisea*, dont certaines feuilles sont transformées en un utricule très différencié et enfin le type *Utricularia-Polypompholyx*, à utricules nombreux. Le genre *Utricularia* seul renferme des formes aquatiques : c'est celui que nous allons étudier.

1. Les utriculaires. — Les utriculaires d'Europe sont toutes des plantes aquatiques, mais la majorité des quelque 200 espèces qui appartiennent au genre *Utricularia* sont terrestres. Toutefois ce sont des végétaux hygrophiles, vivant dans le terreau ou l'humus, c'est-à-dire dans un milieu humide, riche en matières organiques et dans lequel existent une microflore et une microfaune abondantes.

Qu'elles soient terrestres ou aquatiques, l'appareil végétatif des utriculaires présente à considérer deux éléments : les feuilles et les vésicules ou utricules.

Les espèces terrestres possèdent des feuilles entières : celles-ci sont quelquefois coriaces et très développées, comme chez *U. longifolia* Gardn., *U. nelumbifolia* Gardn., *U. reniformis* A. St-Hil., et *U. peltata* Oliver. Plus généralement elles sont très petites, linéaires, peu nombreuses, et disparaissent au moment de la floraison ; elles peuvent aussi (*U. bifida* L.) former à la base de la plante une rosette serrée.

Dans les espèces aquatiques, les feuilles sont dichotomisées à l'extrême en minces lanières capillaires (fig. 1). Ce type d'organes foliaires ou type *myriophylloïde*, ne leur est d'ailleurs pas particulier (2), car il est présenté, par exemple, pour ne parler que de la flore européenne, par diverses Renoncules aquatiques de la section *Batrachium* (*Ranunculus trichophyllus* Chaix, *R. divaricatus* Schrank, *R. aquatilis*, cette dernière portant aussi de larges feuilles flottantes), par les *Ceratophyllum* (*C. demersum* L. et surtout *C. submersum* L.) et enfin par les *Myriophyllum*. Les feuilles des utriculaires sont alternes et distiques : l'apparence de verticilles

(1) Plumier (1646-1701), missionnaire franciscain qui fit connaître la flore des Antilles et de l'Amérique centrale, range les utriculaires dans son groupe des *Linariæ*. Les 252 planches de ses *Plantarum americanarum fasc. X*, furent publiées à Amsterdam après sa mort, de 1755 à 1760, par J. Burmann.

(2) Dans le *Pinax theatri botanici*, 1623, p. 141, G. Bauhin, qui était professeur à Bâle de 1560 à 1624, place les utriculaires dans son groupe des *Millefolii*.

est due au grand développement des ramifications capillaires qui s'étalent autour du point d'insertion.



FIG. 1. — Portion d'une tige d'*Utricularia vulgaris*.

2. **Les vésicules.** — La structure des vésicules est assez uniforme dans tout le genre *Utricularia*, mais leur localisation sur l'appareil végétatif est variable.

Dans les formes terrestres, les vésicules naissent habituellement sur les stolons qui rampent à la surface du sol ou dans ses couches superficielles. C'est le cas des *U. cornuta* Michx., commune en Amérique du Nord et décrite par Schimper, *U. orbiculata* Wall., étudiée en Asie par Gœbel. Plus rarement elles sont fixées aux feuilles, comme chez les *U. warburgi* Gœbel et *U. rosea* Edgew., *U. bifida* L., *U. affinis* Wright, *U. reticulata* Sm., belle espèce des rizières, etc.

Dans les formes aquatiques, c'est l'inverse : les vésicules naissent

le plus souvent sur les feuilles, plus rarement sur des stolons ou rameaux (pousses métamorphes de Meister). Ce dernier cas établit la transition entre les utriculaires aquatiques et les utriculaires terrestres. En effet, les espèces qui présentent ce caractère ne sont pas exclusivement flottantes, comme l'est par exemple notre *U. vulgaris* d'Europe, mais elles enterrent dans la vase leurs stolons pourvus d'utricules et présentent le mode de végétation qui caractérise *U. intermedia* et *U. ochroleuca*.

Au point de vue de la prophylaxie du paludisme, qui seule nous intéresse, ce sont surtout les formes flottantes, à vésicules portées par les feuilles, qui doivent retenir notre attention : elles seules sont en effet capables de capturer les larves de moustiques.

Chez la plupart des utriculaires terrestres, l'orifice de la vésicule est précédé par un entonnoir ou vestibule plus ou moins allongé, dont le bord supérieur porte une sorte de prolongement. Le plus souvent ce dernier donne naissance à deux appendices ou antennes munies de poils glanduleux (*U. orbiculata* Wall., *U. cærulea* L., *U. bifida* L., *U. elachista* Gæb.) (1 à 4, fig. 2); plus rarement (*U. warburgi* Gæb. et *U. rosea* Edgew.), les antennes sont remplacées par un grand lobe allongé, hérissé de poils glanduleux, qui recouvre le vestibule (5 à 7, fig. 2) ; les antennes peuvent même faire complètement défaut, comme chez *U. cornuta* Michx (8, fig. 2).

L'utricule des espèces aquatiques a une structure plus simple : c'est un sac aplati latéralement, dont le dos est fortement bombé et le côté ventral presque rectiligne. Ce sac est porté par un court pédicelle, inséré de telle sorte que l'ouverture est tournée vers la pointe de la feuille, la face ventrale regardant la face supérieure de cette feuille.

La paroi de l'utricule (fig. 3) est formée de deux couches de cellules à parois minces. Une partie de la courbure dorsale est renforcée par le mince faisceau qui vient du pédicelle. La surface externe porte de nombreux poils glanduleux sessiles, ou papilles fongiformes (*f*, fig. 3), analogues à ceux des feuilles. La surface interne est couverte de papilles plus compliquées à deux ou quatre branches (*g*, *h*, fig. 3). Les papilles des utriculaires ont été bien décrites par Hovelacque : elles sont toutes fondamentalement formées d'une cellule à trois articles : un article basilaire cylindrique, quelquefois enfoncé dans le tissu, un article intermédiaire aplati et un article terminal différencié suivant trois types. Dans les papilles fongiformes, c'est un bouton arrondi simple ou double (*f*, 2, fig. 4) ; dans les papilles en massue, c'est un renflement plus ou moins allongé (*m*, *r*, *s*, 2, fig. 4) ; enfin les papilles composées (*g*, *h*, 2, fig. 4) portent deux ou quatre branches, cylindriques ou renflées à l'extrémité.

Pour comprendre la manière dont les larves de moustiques peuvent pénétrer dans l'utricule, il faut étudier la structure de son

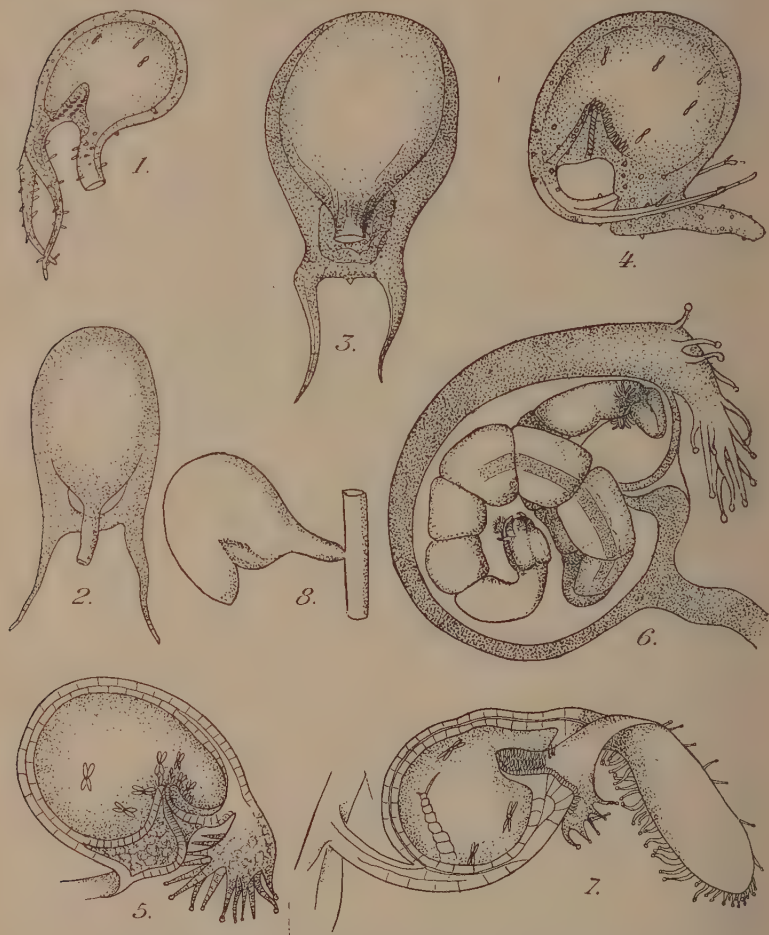


FIG. 2. — 1, 2, 3, 4, Types de vésicules à antennes chez les utriculaires terrestres ; 1 et 2, *Utricularia caerulea* ; 3 et 4, *U. bifida* ; 1 et 3, coupes médianes montrant les papilles internes bifides ; 2 et 4, vésicules vues par la partie postérieure. D'après Gæbel.

5 et 6, Vésicules d'*U. orbiculata* (terrestre) à antennes très développées, masquant le vestibule ; 5, coupe médiane montrant les papilles internes quadrifides ; 6, coupe d'une vésicule où a pénétré une larve d'insectes. D'après Gæbel.

7, Vésicules d'*U. warburgi* (terrestre) montrant le grand lobe qui couvre le vestibule ; dans la cavité, papille quadrifide et larve d'insecte. D'après Gæbel.

8, Vésicules d'*U. cornuta* (terrestre) sans antennes ni lobe.

péristome. Celui-ci forme une sorte de vestibule ou de bouche quadrangulaire dont la lèvre supérieure porte les deux antennes (*a*, fig. 3). Sur cette lèvre s'insère une sorte de clapet (1) ou valve (*c*, fig. 3), mobile de bas en haut, et dont le bord inférieur libre s'appuie sur la lèvre inférieure, fortement épaissie en un bourrelet très saillant à l'intérieur. La structure de cet appareil est assez compliquée (1, fig. 4). Le clapet est formé, comme la paroi, de deux



FIG. 3. — Coupe schématique d'une vésicule d'*Utricularia vulgaris*. *a*, antenne; *b*, bourrelet; *c*, clapet; *p*, poils; *f*, papilles fongiformes de la paroi du bourrelet externe; *g*, longues papilles bifides du bourrelet; *h*, papilles quadrifides de la paroi interne.

couches de cellules à parois plus ou moins sinueuses et disposées en séries rayonnantes : sur sa face externe, il porte en son milieu deux paires de grands poils (*d*, 1, fig. 4) et toute la surface est couverte de papilles en massue. Sur le bord libre, au niveau de l'insertion des poils, se trouve une rangée de papilles à massue volumineuse et sphérique (*s*, 1, fig. 4) ; au-dessus, on trouve plusieurs rangées de papilles dont l'article terminal est allongé transversalement

(1) Le clapet des utricules a été décrit pour la première fois par Treviranus. *Schrader's Journ.*, I, 1800.

en forme de marteau (*r*, 1, fig. 4) ; plus haut les papilles sont allongées et grêles (*m*, 1, fig. 4). La lèvre inférieure porte quatre à cinq paires de longs poils cloisonnés : elle est garnie en dehors de grandes papilles en massue. Le bourrelet (*b*, fig. 3) est formé de plusieurs couches de cellules : les unes, étroitement serrées, possèdent la structure à trois articles superposés des papilles fongiformes, tandis que les autres, qui bordent la cavité, sont des éléments très volumineux à paroi mince. En somme, tout le vestibule se trouve tapissé de papilles en massue.

3. Capture des animaux. — Depuis Holland (1), qui paraît avoir le premier, en 1868, émis l'hypothèse que les utriculaires se nourrissent de petits animaux qui pénètrent dans leurs vésicules, de nombreux biologistes ont étudié ces plantes. Les expériences de Darwin, publiées en 1875, sont restées célèbres, mais nos connaissances n'ont pour ainsi dire pas progressé dans la suite. Un fait est certain, c'est la pénétration d'animaux dans les vésicules des utriculaires aussi bien aquatiques que terrestres. On sait aussi qu'ils y entrent facilement. Pour peu qu'ils appuient sur le clapet, qui pend comme un rideau, celui-ci cède et l'animal est précipité à travers la fente dans la cavité. Darwin en a réalisé la démonstration expérimentale qui est très facile à reproduire. Une fois prisonnier, l'animal se trouve dans l'impossibilité de sortir car le clapet, qui bute par son élasticité contre le bourrelet, ne peut s'ouvrir de dedans en dehors. L'animal capturé est donc condamné à périr d'asphyxie ou d'inanition ou des deux à la fois.

Ce qu'on ne sait pas, c'est pourquoi les animaux entrent et ce qui les attire. Cette attirance est certaine : Schimper a remarqué que l'espèce terrestre *U. cornuta* produit dans ses utricules une véritable concentration de la microfaune qui l'environne. Darwin, Cohn, Gœbel, Busgen, Garbini, Meister, etc., ont constaté des faits analogues, pour diverses espèces aquatiques ou terrestres. Darwin pensait que l'aspect brillant et transparent du clapet et des antennes peut agir comme le ferait un point lumineux. On paraît maintenant d'accord pour admettre que la sécrétion des diverses papilles externes joue le rôle d'appât : les animaux sont ainsi attirés vers le péristome, puis vers le clapet qu'ils finissent par heurter et soulever. On a pensé aussi que les petits animaux, habituellement capturés par les vésicules des utriculaires, viennent y chercher soit leur nourriture, soit un refuge contre leurs ennemis. En se cachant

(1) Le prof. Brumpt a exposé plus haut, dans son article sur la capture des larves de moustiques par les utriculaires, l'historique de la question et reproduit les statistiques d'espèces capturées, données par divers observateurs.

dans les poils des antennes, du péristome et du clapet, ils soulèveraient ce dernier.

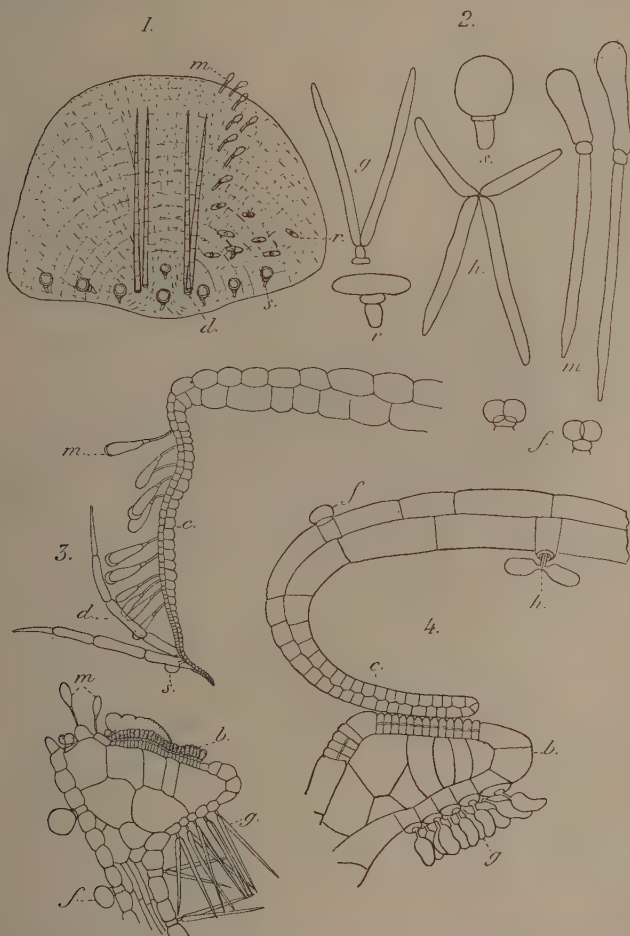


FIG. 4. — 1, Clapet d'*Utricularia vulgaris* : d, poils rigides ; m, papilles en massue ; s, papilles sphériques ; r, papilles en marteau.
 2, Divers types de papilles des vésicules des utriculaires : m, papilles en massue ; s, papille sphérique ; r, papille en marteau ; f, papille fongiforme ; h, papille quadrifide ; g, papille bifide.
 3, Coupe du clapet d'*Utricularia flexuosa* (terrestre), d'après Göebel : c, clapet ; m, papilles en massue ; d, poils rigides ; s, papille sphérique ; b, bourrelet ; f, papille fongiforme ; g, papilles internes bifides du bourrelet.
 4, Coupe du clapet d'*Utricularia cornuta* (terrestre), d'après Schimper : c, clapet ; f, papilles fongiformes ; b, bourrelet ; g, papilles internes en massue du bourrelet ; h, papille bifide de la paroi interne.

4. Sort des proies capturées. — Le sort des individus capturés est encore plus mystérieux. La conception finaliste et simpliste qui veut que les utricules soient des pièges destinés à capturer la proie vivante dont la plante a besoin pour se nourrir, ne paraît plus guère soutenable. Darwin a déjà montré expérimentalement que les utriculaires ne peuvent liquéfier le muscle et l'albumine cuite, comme le font les *Drosera*, *Pinguicula*, etc.

L'utricule ne paraît pas renfermer de substances toxiques comme on l'avait cru (Schimper). En effet, les animaux capturés peuvent continuer fort longtemps à y vivre. Mme Treat, citée par Darwin, a vu des larves délicates et allongées (que Darwin considère comme des larves de *Culicidæ*) encore vivantes 24 à 36 heures après leur emprisonnement par *U. clandestina*. Dans une expérience de Cohn, des crustacés capturés par *U. vulgaris* restèrent vivants pendant 6 jours dans les utricules. Dans l'expérience de Brumpt (voir plus haut p. 408), toujours avec *U. vulgaris*, des larves d'*Anopheles maculipennis* sont restées vivantes au moins pendant 10 heures.

On ne trouve que des données très vagues sur la réaction du contenu et des papilles des vésicules. Ch. Martins (Darwin, *loc. cit.*, p. 495, note1) dit que le suc des utricules est acide et peut dissoudre les matières azotées. J'ai fait des colorations vitales des utricules de l'*Utricularia vulgaris* au moyen de réactifs indicateurs. J'ai reconnu que les parties les plus acides étaient le clapet et le bourrelet, ainsi que leurs papilles en massue ; les papilles fongiformes de la paroi externe de l'utricule présentent aussi une réaction acide. Celle des papilles quadrifides de la paroi interne est extrêmement faible. C'est le rouge diéthyle, préconisé par Atkins pour la recherche du pH du suc cellulaire des végétaux, qui m'a donné les résultats les plus nets : tous les organes que je viens de mentionner le font nettement virer au rouge, ce qui donne une acidité au moins égale à pH 5,8. Elle doit être un peu plus forte, car le rouge de méthyle donne une teinte orangée qui correspond à environ pH 5,4 et le bromocrésol pourpre donne la teinte jaunâtre qui correspond à pH 5,6.

De ces observations, on peut rapprocher celles qui ont été faites depuis longtemps sur les colorations qui apparaissent quelquefois sur les vésicules âgées. Göppert (1847) (1) a remarqué qu'elles se colorent en bleu, que ce pigment rougit par les acides, bleuit de nouveau si on sature l'acide par un alcali et verdit sous l'influence de l'alcali seul. Benjamin et Meyer ont précisé ces faits et indiqué que la coloration bleue ne se produit que dans la couche de cellules

(1) *Botanische Zeitung*, 1847, n° 41.

la plus interne. Plus tard, le clapet bleuit aussi, mais le pigment ne se forme jamais dans les poils de la paroi. Ces auteurs ont vu les vésicules devenir spontanément vertes, puis rouges, puis bleu intense, la coloration apparaissant d'abord dans des cellules isolées. Meyer a reconnu il y a bien longtemps que ce phénomène se produit aussi chez des individus âgés de certaines plantes aquatiques : *Ceratophyllum*, *Myriophyllum*, *Acorus*, *Sparganium*.

Les proies capturées entrent rapidement en décomposition après leur mort, mais aucun fait ne prouve que cette décomposition soit produite ou hâtée par une sécrétion des papilles qui tapissent la cavité de l'utricule. Au contraire, tous les observateurs paraissent d'accord pour admettre que ces papilles n'ont pas de rôle sécréteur. Quant à leur faculté d'absorber les produits solubles provenant des proies décomposées, rien n'est moins prouvé.

Toutes les modifications de structure mentionnées par Darwin, Ch. Martins, Schimper, etc., donnent plutôt l'impression d'altérations du cytoplasme que de phénomènes d'assimilation. Schimper a décrit les différences qu'il a observées, chez *U. cornuta*, entre les papilles de la paroi des utricules, suivant que ceux-ci renferment ou non des matières organiques. Dans les utricules vides, la couche cytoplasmique pariétale est homogène et très réfringente. S'il y a des matières organiques, ce cytoplasme se gonfle, se vacuolise et se remplit de granulations. Lorsque les utricules renferment beaucoup d'animaux décomposés, le cytoplasme de tout ou partie des papilles est contracté et mort ou au moins paraît très malade. Darwin s'étend longuement sur cette vacuolisation et sur l'apparition de gouttelettes huileuses ou de granulations. Aussi est-on surpris de voir ces observateurs conclure, de ces transformations évidemment pathologiques, au rôle absorbant des papilles vis-à-vis des matières organiques. Pourtant Duval-Jouve (1), dès 1876, avait deviné ce qui paraît être la vérité : voyant les vésicules où des animaux ont pénétré présenter des signes de maladie et de mort, il en avait déduit que la présence de la proie est fatale à ces organes. Mais devant les critiques de ses contemporains, il eut la faiblesse d'abandonner cette opinion rationnelle et de se ranger à l'avis de naturalistes pour qui les faits doivent, bon gré mal gré, entrer dans le cadre des hypothèses.

Il est certain aussi que les utriculaires peuvent très bien se passer de leur prétendue nourriture animale. Non seulement, dans la nature, on trouve beaucoup d'utricules vides, mais encore, en cap-

(1) *Revue des Sciences naturelles*, V, sept. 1876. Cité par Ch. Martins qui a annoté Darwin (*loc. cit.*, p. 495, note 1). Pour Martins, l'utriculaire se nourrit des produits de décomposition de sa proie.

tivité, ces plantes prospèrent dans des aquariums à peu près privés de plancton. Sans parler de mes constatations personnelles, Meister, par exemple, en partant d'hibernacles d'*U. minor*, a obtenu en bocaux, dans de l'eau de conduite, une végétation luxuriante et a reproduit les hibernacles.

En réalité, nous ne savons rien sur la fonction des vésicules des utriculaires ; on n'a même pas le droit de dire, avec les anciens observateurs, qu'elles sont bâties tout exprès pour servir de pièges. Il peut parfaitement se faire que la pénétration des animaux soit accidentelle et nuisible à la plante. D'ailleurs, Schimper lui-même convient que si les vésicules des utriculaires terrestres sont prédatrices, celles des utriculaires aquatiques doivent avoir un autre rôle. Au temps de Schimper, on les considérait comme des flotteurs, opinion qui n'a pas été confirmée, car la plante peut se maintenir entre deux eaux grâce à l'air qui remplit le tissu conducteur de la tige et des feuilles.

Concluons donc en avouant notre ignorance, mais celle-ci n'empêche pas le rôle éventuel que peuvent jouer ces plantes en capturant les larves de moustiques et spécialement les larves d'*Anopheles*.

5. *Ecologie.* — Les utriculaires flottantes, les seules qui nous intéressent, se tiennent au-dessous de la surface de l'eau. Elles appartiennent donc à la formation que les phytogéographes nomment *pleuston* (1) ou formation à *Hydrocharis*, cette dernière plante étant le type des végétaux flottants sans racines. Toutefois les utriculaires, même flottantes, ne peuvent vivre que dans des eaux peu profondes, car il faut qu'elles ne soient pas trop éloignées du fond sur lequel doivent tomber leurs bourgeons d'hiver ou hibernacles et leurs graines. Ces appareils ne pourraient germer au printemps et remonter à la surface dans une eau trop profonde. Ce sont donc des plantes de petites collections d'eau ; dans les grands étangs, elles se tiennent à peu de distance du bord, dans la zone des nénuphars (*nupharetum*) ou des potamots (*potamogetonetum*). Elles préfèrent aussi les mares herbeuses. Elles se trouvent donc habituellement dans les zones où peuvent vivre les larves de moustiques et notamment d'*Anopheles*, auxquelles elles contribuent à fournir l'abri herbeux qu'elles recherchent.

Pourtant on ne trouve pas partout des utriculaires : il faut donc que ces plantes aient des exigences assez spéciales. Elles ne peuvent vivre en effet que dans les eaux tranquilles, à niveau à peu près

(1) Ce terme a été introduit dans la nomenclature phytogéographique par Kirchner en 1896. Il est dérivé de πλεῦστικος, qui a le sens de propre à la navigation.

constant ; dans les mares non pérennes, la dessiccation estivale les tue infailliblement. La composition chimique des eaux paraît avoir aussi de l'importance. En France, les *U. vulgaris* et *neglecta* préfèrent manifestement les eaux calcaires (1) et sont généralement incrustées de sels de calcium qui donnent à ces plantes une certaine raideur. Au contraire, les *U. minor* et *intermedia* paraissent fuir les eaux calcaires et rechercher le milieu acide des tourbières : ce sont d'ailleurs des espèces beaucoup plus rares que les précédentes. Ces particularités ont pour nous une grande importance : il se trouve précisément que l'espèce la plus répandue et la moins exigeante, *U. vulgaris*, est aussi celle qui est toujours flottante et qui possède le plus de vésicules, par conséquent la plus apte à capturer les larves de moustiques. En outre elle préfère nettement les mares herbeuses qui sont celles où les larves d'*Anopheles* sont le plus abondantes. Dans les essais d'acclimatement qui pourront être tentés, en vue de la destruction des larves d'anophélines, il faudra tenir le plus grand compte de ces conditions écologiques.

Cet article, ainsi que le *Synopsis* qui va suivre, ont été rédigés avec l'aide des documents bibliographiques et des herbiers du Laboratoire de M. le professeur Lecomte au Muséum d'histoire naturelle. Je tiens à lui exprimer ma gratitude, ainsi qu'à M. Gagnepain, assistant, pour l'amabilité avec laquelle ces collections ont été mises à ma disposition.

Synopsis des utriculaires aquatiques

Genre *Utricularia* L.

1^{re} SECTION. *Avesicaria* Kamiensky. — Espèce non flottante, fixée aux rochers inondés, dépourvue de vésicules.

U. neottiioides A. St-Hil. et Girard, 1839. — Brésil.

2^e SECTION. *Megacista* D. C. — Espèces des zones tropicales, nageantes, pourvues de vésicules de grande taille.

U. stellaris L. — Toutes les parties du monde, sauf l'Europe, dans les zones tropicales.

U. inflata Walt. — Parties méridionales de l'Amérique du Nord.

3^e SECTION. *Lentibularia* Gesn. — Plantes flottantes, présentant l'appareil végétatif typique des Utriculaires, avec des feuilles alternes, richement

(1) Dans le marais de Sucy-Bonneuil, près de Paris, où *U. vulgaris* est très développée, la réaction de l'eau est pH 8. Son degré hydrotimétrique est très élevé (1^{er} degré = 80° ; degré après ébullition ou 3^e degré, corrigé = 13°, 2^e et 4^e degré = 0). Ces chiffres correspondent à une teneur en chaux d'environ 0 gr. 45 par litre, en carbonate de calcium d'environ 0 gr. 69 par litre et en sulfate de calcium d'environ 0 gr. 17 par litre.

peinnatiséquées, à divisions filiformes, pourvues de nombreux utricules de taille variable.

U. anomala A. St-Hil. et Girard, 1839. — Amérique tropicale.

U. benjaminiana Oliver, 1860. — Guyane française.

U. biflora Lam. — Amérique du Nord, Texas.

U. bipartita Ell. — Amérique du Nord, Havane.

U. botecudorum A. St-Hil. et Girard, 1839. — Brésil, Minas Geraes.

U. breviscapa Wright. — Cuba.

U. clandestina Nutt. — Amérique du Nord.

U. coccinea Benjamin, 1847. — Amérique tropicale.

U. cucullata A. St-Hil. et Girard, 1839. — Brésil.

U. emarginata Benjamin, 1847. — Mexique, Brésil.

U. fibrosa Walt. — Amérique du Nord et du Sud.

U. flexuosa Vahl. — Afrique et Asie tropicales, Australie.

U. floridana Nash. — Floride, Géorgie.

U. fockeana Miq. — Guyane.

U. foliosa L. — Amérique tropicale.

U. gayana D. C. — Chili.

U. hydrocarpa Vahl. — Guyane.

U. intermedia Hayne, 1800. — Europe, Asie, Amérique.

U. major Schmid. (= *U. neglecta* Lehm.). — Europe, Asie (région de l'Amour).

U. minor L. — Europe, Asie, Afrique, Amérique.

U. nelumbifolia Gardn. — Brésil (espèce bromélicole).

U. occidentalis Gray, 1883. — Région occidentale de l'Amérique du Nord.

U. ochroleuca Hartm., 1857. — Europe septentrionale.

U. oligosperma A. St-Hil. — Floride, Brésil.

U. olivacea Wright. — Cuba, Venezuela. (syn. = *Biovularia olivacea*), Wright, Kam.

U. pallens A. St-Hil. et Girard, 1839. — Guyane, Cuba.

U. porphyrophylla Wright. — Cuba.

U. punctata Wall. — Inde, Birmanie, Malaisie.

U. purpurea Walt. — Amérique du Nord.

U. resupinata Greene, 1835. — Amérique du Nord.

U. salzmanni A. St-Hil. et Girard, 1839. — Brésil.

U. spirandra Wright. — Cuba.

U. tenuifolia Benjamin, 1847. — Amérique du Sud.

U. tenuis Cav. — Chili.

U. tribracteata Hochst. — Abyssinie.

U. vaga Griseb. — Cuba.

U. vulgaris L. — Europe, Asie, Afrique, Amérique.

4^e SECTION. **Parcifolia** Kamiensky. — Petites espèces des régions chaudes et tempérées de l'ancien monde. Ce sont des formes flottantes, à feuilles peu nombreuses, peu divisées, portant un petit nombre de vésicules.

U. exoleta R. Br. — Afrique, Asie, Australie. N'existe en Europe qu'au Portugal.

U. gibba L. — Amérique du Nord.

U. obtusa Sw. — Amérique tropicale.

BIBLIOGRAPHIE

- BENJAMIN. — Ueber den Bau und die Physiologie der *Utriculariaceæ*. *Bot. Zeitung*, VI, 1848, p. 1-5, 17-23, 45-50, 57-61, 81-86.
- BRUMPT (E.). — Capture des larves de Culicidés par les plantes du genre *Utricularia*. *Ann. de Parasitologie*, III, 1925, p. 403.
- BUSGEN. — Ueber die Art und Bedeutung des Tierfanges bei *Utricularia vulgaris*. *Ber. Deutsch. bot. Ges.*, 1888.
- COHN. — Ueber die Function der Blasen von *Aldrovanda* und *Utricularia*. *Beitr. zur Biologie der Pflanzen*, I, 1875, p. 71-92, pl. 1-3.
- DARWIN. — *Insectivorous plants*, 1875. Trad. Barbier. Paris, 1877, cf. p. 464 et seq.
- GARBINI. — *Le vittime della Utricularia neglecta*. Venezia. C. Ferrari, 1899.
- GOEBEL. — Morphologische und biologische Studien, V, *Utricularia*. *Ann. du Jardin bot. de Buitenzorg*, IX, 1890, p. 41-119, pl. VI-XV.
- Der Aufbau von *Utricularia*. *Flora*, 1889, p. 291.
- *Pflanzenbiologische Schilderungen*. 2^e Teil, Marburg, 1891, p. 151-159.
- HOVELACQUE. — *Recherches sur l'appareil végétatif des bignoniacées, rhinanthacées, orobanchées, utriculariées*. Paris, 1888.
- HOLLAND. — *Quarterly Magazine nat. hist. Soc. High Wycombe*, juillet 1868, p. 5, (cité par Darwin).
- KAMIENSKY (F.). — *Lentibulariaceæ*. Engler et Prantl. *Natürliche Pflanzenfamilien*, IV, 3 b, p. 108-123, 1895.
- MEISTER (F.). — Beiträge zur Kenntnis der europäischen Arten von *Utricularia*. *Mémoires de l'Herbier Boissier*, 1900, n^o 12, 40 p., IV pl.
- SCHIMPER. — Notizen über insectenfressende Pflanzen. *Bot. Zeitung*, XL, 1882, p. 241-248, pl. IV.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

NOTES ET INFORMATIONS

Le Docteur Samuel Taylor Darling. — La fondation Rockefeller vient de faire une perte douloureuse. Un de ses plus actifs et de ses plus éminents collaborateurs, le Docteur S. Darling, vient de succomber, âgé de 53 ans, victime d'un accident d'automobile, le 20 mai, à 3 heures du soir, à quelques kilomètres de Beyrouth, alors qu'il effectuait une mission d'études sur le paludisme comme membre correspondant de la Section d'Hygiène de la Société des Nations. Il laisse une veuve et deux enfants.

Ce sympathique confrère, dont nous avons pu apprécier le profond savoir et l'ardente foi scientifique, il y a quelques mois, au cours d'un voyage aux Etats-Unis, est né à Harrison, New-Jersey, le 6 avril 1872. Reçu docteur du « College of Physicians and Surgeons » de Baltimore en 1903, il fut chargé de 1906 à 1913 de la direction du laboratoire de la Commission d'hygiène du canal de Panama et fit, durant ces six années, de très importants travaux sur le paludisme, les moustiques pathogènes, la dysenterie, la fièvre récurrente, les filaires, les trypanosomes et divers helminthes parasites de l'homme et des animaux.

De 1913 à 1915, Darling fut chargé d'accompagner le général Borgas pour étudier avec lui les diverses pneumonies des mineurs du Transvaal et de Rhodésie. En 1915, il fut élu membre de l'International Health Board de la Fondation Rockefeller, où sa grande activité, ouvrant toujours de nouveaux champs d'études, fut largement utilisée pendant trois ans en Malaisie, à Java et aux îles Fidji. De 1918 à 1920, il enseigna l'hygiène à la Faculté de médecine de São Paulo, où il fut unanimement regretté quand il dut quitter son poste pour cause de santé. Dès son retour aux Etats-Unis, il fut opéré d'une tumeur cérébrale bénigne, laissant comme séquelle une légère hémiplegie, en dépit de laquelle Darling continua de mener une vie active au Laboratoire malariologique de Leesburg, Georgie (U. S. A.). En mars 1925, il fut nommé membre correspondant de la Commission du paludisme de la Société des Nations.

Je n'oublierai jamais les intéressantes démonstrations qu'il fit à son laboratoire ou sur le terrain aux divers spécialistes étrangers, hôtes de la Fondation Rockefeller, qui étaient venus lui rendre visite en compagnie du Dr Russel, directeur de l'International Health Board et j'éprouve une grande tristesse en pensant que je ne pourrai plus discuter avec ce compagnon si agréable et si expérimenté, au cours des missions antipaludiques de la Société des Nations, auxquelles il devait prochainement prendre part.

Les travaux de Darling lui ont valu une grande notoriété et de nombreux titres. Il était professeur associé à l'Ecole d'hygiène de la « John Hopkins University » de Baltimore, membre honoraire d'importantes

Sociétés de médecine et d'hygiène d'Angleterre, du Brésil et de France. Il avait été président de l'American Society of Tropical Medicine en 1923. Darling, enlevé si brutalement à sa brillante carrière, laissera le souvenir d'un grand pionnier de la science ; sa mort a plongé dans le deuil la Fondation Rockefeller, l'Organisation d'hygiène de la Société des Nations et ses nombreux admirateurs, qui conserveront pieusement son souvenir.

E. BRUMPT.

Phlébotomes de la région parisienne. — Depuis 1914, je capture presque chaque année, à Bourg-la-Reine (Seine), au mois de juillet, des exemplaires femelles de *Phlebotomus papatasi* (1). Cette année, je viens de prendre, les 11 et 13 juillet 1925, deux individus mâles de *Phlebotomus perniciosus* ; puis deux autres mâles le 28 juillet, une femelle le 30 juillet, un mâle le 6 août et un autre mâle le 7 août. La capture a été faite à 22 heures environ, dans les lieux d'aisance. Cette espèce a déjà été signalée à Savignies, près Beauvais (Oise), par le D^r Joyeux, et à La Garenne (Seine), par le D^r Parrot ; Bourg-la-Reine est donc la troisième localité de la région parisienne. C'est la seule jusqu'ici connue où *P. perniciosus* coexiste avec *P. papatasi*.

Le D^r Larrousse a bien voulu confirmer la détermination de mes échantillons, je l'en remercie très cordialement.

M. LANGERON.

(1) *Annales de parasitologie*, III, 1925, p. 104.

RÉPERTOIRE DES GENRES NOUVEAUX ET DES ESPÈCES NOUVELLES ⁽¹⁾

Hyphomycètes

Cryptococcus mirandei Velu. *Thallosporaceæ*. Voies lacrymales. Ane. Maroc. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVII, juillet 1924, p. 547.

Sporotrichum cracoviense Lipinski. *Conidiosporaceæ*. Muqueuse de la langue et du palais. Homme. Pologne. *Medycyna Doswiadczalna i Spoleczna*, II, 1924, p. 153 et 168.

Spiralia Grigoraki. *Conidiosporaceæ*. Espèce type : non indiquée. *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1424.

Closterosporia Grigoraki. *Conidiosporaceæ*. Espèce type : non indiquée. *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1424.

Closteroaaleurosporia Grigoraki. *Conidiosporaceæ*. Espèce type : non indiquée. *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1425.

Chlamydoaleurosporia Grigoraki. *Conidiosporaceæ*. Espèce type : non indiquée. *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1425.

Aleurosporia Grigoraki. *Conidiosporaceæ*. Espèce type : non indiquée. *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1425.

Arthrosporia Grigoraki. *Conidiosporaceæ*. Espèce type : non indiquée. *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1425.

Endodermophyton roquettei da Fonseca. *Conidiosporaceæ*. Peau. Homme. Brésil (fleuve S. Miguel). *C. R. Soc. de biol.*, XCII, 1925, p. 306.

Torula pettiti Hranova. *Thallosporaceæ*. Amygdale. Homme. Paris. *C. R. Soc. de biol.*, XCII, 7 mars 1925, p. 670.

M. LANGERON.

Phycomycète

Sphaerita normeti Lwoff. *Chytridiaceæ*. Cytoplasme. *Entamoeba coli* Loesch. France. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVIII, 14 janvier 1925, p. 21.

M. L.

Ascomycète

Matruchotiella Grigoraki. *Gymnoascaceæ*. Espèce type : *M. currii* (Chalmers et Marshall, 1914). *C. R. Acad. Sciences*, CLXXIX, 15 décembre 1924, p. 1424.

M. L.

(1) La Direction des *Annales de Parasitologie* prie instamment les auteurs qui décrivent des espèces parasitaires nouvelles de vouloir bien lui adresser leurs travaux, 15, rue de l'École de médecine, à Paris, afin qu'il en soit tenu compte dans le plus court délai. A défaut de tirés à part, on peut envoyer une liste des espèces nouvellement décrites, avec indications bibliographiques.

Sporozoaires

Chloromyxum richardsonii T. Fujita. Chloromyxées. Vésicule biliaire. *Richardsonius hakuensis* (Günther) (*Cyprinidæ*). Rivière Toyohira près Sapporo (Japon). *Annotationes zoologicæ japonenses*, X, art. 27, mars 1925, p. 277.

Chloromyxum oviforme T. Fujita. Chloromyxées. Vésicule biliaire. *Orthrias oreas* Jordan et Fowler (*Cobitidæ*). Sapporo (Japon). *Annotationes zoologicæ japonenses*, X, art. 27, mars 1925, p. 278.

R.-Ph. DOLLFUS.

Coccidium persicum M. Phisalix. *Eimeridæ*. Voies biliaires. *Tropidonotus natrix* var. *persa*. Région de Bologne (Italie). *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVIII, janvier 1925, p. 23 (1).

Eimeria utinensis Lelau et Vittorio. *Eimeridæ*. Poumon, muqueuse bronchique et foie. *Equus caballus*. Italie. *Clinica Veterinaria*, XLVII, octobre 1924, p. 587.

G. LAVIER.

Flagellés

Trypanoplasma sagittæ Hovasse. *Bodonidæ*. Intestin moyen. *Sagitta* sp. (Chétognathe). Méditerranée (Marseille). *C. R. Soc. biol.*, XCI, 12 décembre 1924, p. 1254 (2).

Dinenympha fimbriata H. Kirby. *Dinenymphidæ*. Rectum. *Reticulitermes hesperus*. Californie. *Un. of California Publ. in Zoology*, XXVI, N° 10, juin 1924, p. 199.

Trypanosoma rhodaini Walravens. *Trypanosomidæ*. Sang. *Sus scrofa domesticus*. Katanga. *Bull. med. du Katanga*, I, août 1924, p. 132.

G. LAVIER.

Cestodaires

Balanotaenia T. Harvey Johnston. *Caryophyllæidæ*. Espèce type : *B. bancrofti*. *Proc. Linn. Soc. New-South Wales*, XLIX, 3, 1924, p. 347.

Balanotaenia bancrofti T. Harvey Johnston. *Caryophyllæidæ*. Duodénum. *Tandanus tandanus* Mitchell (*Siluridæ*). Queensland. *Proc. Linn. Soc. New-South Wales*, XLIX, 3, 1924, p. 340.

R.-Ph. DOLLFUS.

Cestodes

Raillietina (Ransomia) steinharti Baer. *Davaineidæ*. Intestin. *Numida* sp. (Galliformes). *Bull. de la Soc. neuchâteloise des Sciences naturelles*, XLIX, 1924, p. 139.

(1) Le nom générique *Coccidium* Leuckart, 1879, doit disparaître devant *Eimeria* Aimé Schneider, 1875. — G. L.

(2) Le nom générique *Trypanoplasma* Lavran et Mesnil, 1901 n'est pas recevable, à priorité appartenant à *Cryptobia* Leidy, 1846. — G. L.

Raillietina (Ransomia) pintneri (Klaptocz, 1906) var. nov. **polyorchis** Baer. *Davaineidæ*. Intestin. *Numida* sp. (Galliformes). *Bull. de la Soc. neuchâtoise des Sciences naturelles*, XLIX, 1924, p. 142.

Cotugnia joyeuxi Baer. *Davaineidæ*. Intestin. *Numida* sp. (Galliformes). *Bull. de la Soc. neuchâtoise des Sciences naturelles*, XLIX, 1924, p. 144.

Diplogynia Baer. *Hymenolepidinæ*. Espèce type : *D. oligorchis* (Maplestone, 1922), syn. : *Cotugnia oligorchis* Maplestone, 1922. *Bull. de la Soc. neuchâtoise des Sciences naturelles*, XLIX, 1924, p. 146.

Hemiparonia Baer. *Anoplocephalinæ*. Espèce type : *H. cacatuæ* (Maplestone, 1922). Syn. : *Schisolenia cacatuæ* Maplestone, 1922. *Annals of trop. med. and parasit.*, XIX, 1925, p. 17.

Mesocestoides mesorchis. T. M. W. Cameron. *Mesocestoididæ*. Intestin. *Vulpes ferrilatus* (Carnivores). Nepal (Inde) et Jardin zoologique de Londres. *Journal of Helminthology*, III, 1925, p. 34.

Mesocestoides caestus. T. M. W. Cameron. *Mesocestoididæ*. Intestin. *Mellivora ratel* (Carnivores). Nord-Est de l'Afrique et Jardin zoologique de Londres. *Journal of Helminthology*, III, 1925, p. 40.

Raillietina (Ransomia) osipovi Skriabine et Popov. *Davaineidæ*. Intestin. *Pterocles arenarius* (Charadriiformes). Arménie. *Russki jurnal tropitscheskoï mediziny*, I, (2), p. 58-63. D'après *Berliner Tierärztliche Wochenschr.*, 1925, p. 134.

Monobothrioides Fuhrmann et Baer. *Caryophyllæinæ*. Espèce type : *M. cunningtoni*, *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 79.

Monobothrioides cunningtoni Fuhrmann et Baer. *Caryophyllæinæ*. Intestin. *Auchenoglanis occidentalis* (Siluroïdes). Mtondwe Bay (Tanganika). *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 79.

Proteocephalus dinopteri Fuhrmann et Baer. *Proteocephalidæ*. Intestin. *Dinotopterus cunningtoni* (Siluroïdes). Mbete et Niamkolo (Tanganika). *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 87.

Proteocephalus cunningtoni Fuhrmann et Baer. *Proteocephalidæ*. Intestin. *Dinotopterus cunningtoni* (Siluroïdes). Mbete et Niamkolo (Tanganika). *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 91.

Proteocephalus beauchampi Fuhrmann et Baer — *P. sulcatus* (Klaptocz) de Beauchamp, 1914. *Proteocephalidæ*. Intestin. *Chrysichthys* sp. (Siluroïdes). Tanganika. *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 93.

Loenbergia Fuhrmann et Baer. *Monticelliidæ*. Espèce type : *L. tanganikæ*, *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 93.

Loenbergia tanganikæ Fuhrmann et Baer. *Monticelliidæ*. Intestin. *Clarias lazera* (Siluroïdes). Vua (Tanganika). *Proc. Zool. Soc. London*, 1925, p. 93.

Raillietina (Ransomia) tetragonoides Baer. *Davaineidæ*. Intestin. *Numida ptilorhyncha*. Sud-Ouest africain. *Revue suisse de zoologie*, XXXI, 1925, p. 532.

Octopetalum longicirrosa Baer. *Tetraphothriidæ*. Intestin. *Numida ptilorhyncha*. Sud-Ouest africain. *Revue suisse de zool.*, XXXI, 1925, p. 535.

Raillietina (Ransomia) michaelsoni Baer. *Davaineidæ*. Intestin. *Pterocles variegatus* (Galliformes). Sud-Ouest africain. *Revue suisse de zool.*, XXXI, 1925, p. 538.

Icterotaenia delachauxi Baer. *Dipylidiidæ*. Intestin. « Drei zehiger Hühner-vogel (?) » (Galliformes). Sud-Ouest africain. *Revue suisse de zool.*, XXXI, 1925, p. 540.

Ch. JOYEUX.

Platybothrium J. Homell et M. Ramaswami Nayudu. *Tetraphyllidæ*. Espèce type : *P. sardinellæ*. *Madras Fisheries Bulletin*, XVII, 5, (1923), 1924, p. 176.

Platybothrium sardinellæ J. Homell et M. Ramaswami Nayudu. *Tetraphyllidæ*. Cæcums pyloriques. *Sardinellæ longiceps* Valenciennes (*Clupeidæ*). Côtes de Malabar. *Madras Fischerie Bulletin*, XVII, 5, (1923), 1924, p. 177.

R.-Ph. DOLLEUS.

Trématodes

Ancyrocephalus siluri Zandt. *Gyrodactylidæ*. Branchies. *Silurus glanis* L. (*Siluridæ*). Lac de Constance. *Centralbl. f. Bak. und Parasit.*, XCII, 1924, p. 231.

Ancyrocephalus sp. Zandt. *Gyrodactylidæ*. Branchies. *Salmo salvelinus* L. (*Salmonidæ*). Lac de Constance. *Centralbl. f. Bak. und Parasit.*, XCII, 1921, p. 233.

Glyptelmis parva Travassos. *Lepodermatidæ*. Intestin. *Cystignathus ocellatus* (Batraciens). Brésil. *Scientia medica*, II, 1924, p. 620.

Dolichosaccus amplicava Travassos. *Lepodermatidæ*. Intestin. *Elosia nasus* (Batraciens). Angra dos Reis (Brésil). *Scientia medica*, II, 1924, p. 622.

Rudolphiella Travassos. *Plagiorchiidæ*. Espèce type : *R. rudolphi*. *Scientia medica*, II, 1924, p. 622.

Rudolphiella rudolphi Travassos. *Plagiorchiidæ*. Intestin. *Bufo crucifer* (Batraciens). Brésil. *Scientia medica*, II, 1924, p. 623.

Gorgoderina cryptorchis Travassos. *Gorgoderidæ*. Vessie. *Leptodactylus ocellatus* et *Bufo crucifer* (Batraciens). Angra dos Reis (Brésil). *Scientia medica*, II, 1924, p. 746.

Gorgoderina cedroi Travassos. *Gorgoderidæ*. Vessie. *Elosia nasus* (Batraciens). Angra dos Reis (Brésil). *Scientia medica*, II, 1924, p. 748.

Gorgoderina microovata Fuhrmann. *Gorgoderidæ*. Vessie urinaire. *Rana esculenta*. Seymaz, Chêne-Bourg (environs de Genève). *Bull. de la Soc. neuchâteloise des Sciences naturelles*, XLIX, 1924, p. 131.

Gorgoderina asymetrica Fuhrmann. *Gorgoderidæ*. Vessie urinaire. *Rana esculenta*. Seymaz, Chêne-Bourg (environs de Genève). *Bull. de la Soc. neuchâteloise des Sciences naturelles*, XLIX, 1924, p. 134.

Eurytrema rebelle Railliet. *Dicrocæliidæ*. Canaux pancréatiques. *Canis familiaris*. Hué (Annam). *Bull. Soc. zool. France*, XLIX, 1924, p. 595.

Harmostomum annamense Railliet. *Harmostomidæ*. Intestin. *Gallus domesticus*. Hué (Annam). *Bull. Soc. zool. France*, XLIX, 1924, p. 596.

Prosthogonimus furcifer Railliet. *Plagiorchiidæ*. Bourse de Fabricius. *Gallus domesticus*. Hué (Annam). *Bull. Soc. zool. France*, XLIX, 1924, p. 594.

Paramphistomum birmense Railliet. nov. nom. Syn : *Paramphistomum* sp. Evans et Rennie, 1908. *Paramphistomidae*. Gros canaux biliaires. *Bos taurus*. Haute-Birmanie. *Bull. Soc. zool. France*, XLIX, 1924, p. 600.

Ch. JOYEUX.

Azygia anguillae Yoshimasa Ozaki. *Azygiidae*. Estomac. *Anguilla japonica* Temminck et Schlegel (*Anguillidae*). Tokyo (Japon). *Dobutsu Gaku Zasshi*, XXXVI, N° 432, 15 octobre 1924, p. 426.

Megalodiscus ranophilus R. Millzner. *Paramphistomidae*. Rectum. *Rana pipiens*. (Batraciens). Etats Unis. *University of California publications in Zoology*, XXVI, N° 18, 1924, p. 228.

R.-Ph. DOLLFUS.

Nématodes

Aplectana pusilla Cassio Miranda. *Oxyuridae*. Intestin. *Amphisbæna* sp. Bahia (Brésil). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, XVII, 1924, p. 47 et 53.

Nematodirus leporis C. Chandler. *Trichostrongylidae*. Duodénum. *Oryctolagus cuniculus*. Texas. *Proceedings of the United States National Museum*, LXVI, 1924, p. 1.

Obeliscus cuniculi Graybill. *Trichostrongylidae*. Intestin. *Oryctolagus cuniculus*. Texas. *Parasitology*, XV, 1923, p. 340.

Contracaecum praestriatum Monnig. *Ascaridae*. Intestin. *Podiceps capensis*. Transvaal. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 438.

Syphaciella Monnig. *Oxyuridae*. Espèce type : *S. capensis*. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 444.

Syphaciella capensis Monnig. *Oxyuridae*. Intestin. *Pterocles bicinctus* et *Pteroclorus namaqua*. Transvaal. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 444.

Leptosoma africana Monnig. *Acuariidae*. Intestin. *Paraxerus cepapi*, *Otomys irroratus*, *Mus concha*, *Mus pretoria*, *Arvicanthis pumilis* et *Thrynomys swindernienus*. Transvaal. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 450.

Impalaia Monnig. *Trichostrongylidae*. Espèce type : *I. tuberculata*. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 459.

Impalaia tuberculata Monnig. *Trichostrongylidae*. Intestin. *Apyceros melampus* (Antilope appelée impala). Transvaal. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 459.

Theileriana Monnig. Espèce type : *T. brachylaima* (von Linstow, 1901) = *Strongylus* (*Deletrocephalus*) *brachylaimus* von Linstow, 1901. *Ninth and tenth Reports of the Director of Veterinary Education and Research*, avril 1923, p. 457.

Strongylus intermedius Monnig. *Strongylidae*. *Varanus* sp. Jardin zoologique de Prétoria. *Transactions of the Royal Society of South Africa*, XI, p. 112.

Trichostrongylus rugatus Monnig. *Trichostrongylidæ*. Caillette. *Ovis aries*. Afrique du Sud. *Transactions of the Royal Society of South Africa*, XII, p. 243.

Filaria wakerlini Van Thiel. *Filaridæ*. Tissu cellulaire sous-cutané. *Cercopithecus brazzae*, venant du Moyen-Congo et mort au Jardin zoologique de Rotterdam. *Rijks Museum van Natuurlijke Historie, Zoologische Mededeelingen*, VIII, Leyden, juillet 1924, p. 245.

Echinopharynx Thapar. *Strongylidæ*. Espèce type : *E. echinopharynx*. *Journal of Helminthology*, III, février 1925, p. 20.

Echinopharynx echinopharynx Thapar. *Strongylidæ*. Intestin. *Testudo tabulata*. *Journal of Helminthology*, III, février 1925, p. 21.

Æsophagostomum longicaudum T. Goodey. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Sus scrofa domesticus*. Nouvelle-Guinée. *Journal of Helminthology*, III, février 1925, p. 45.

Ostertagia asymmetrica Frank Ware. *Trichostrongylidæ*. Panse. *Cervus dama*. Angleterre. *The Journ. of Comp. pathol. and therapeutics*, XXXVIII, mars 1925, p. 38.

Cylindropharynx ornata E.-B. Cram. *Strongylidæ*. Intestin. *Equus grevyi*. Abyssinie. *Journ. of Agricultural Research, Washington*, XXVIII, 17 mai 1924, p. 661.

Kiluluma goodeyi Thapar. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Rhinoceros bicornis*. Est africain et Ouganda. *Journ. of Helminthology*, III, mai 1925, p. 63.

Kiluluma brevicauda Thapar. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Rhinoceros bicornis*. Est africain et Ouganda. *Journ. of Helminthology*, III, mai 1925, p. 66.

Kiluluma brevivaginata Thapar. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Rhinoceros bicornis*. Est africain et Ouganda. *Journ. of Helminthology*, III, mai 1925, p. 69.

Kiluluma cylindrica Thapar. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Rhinoceros bicornis*. Est africain et Ouganda. *Journ. of Helminthology*, III, mai 1925, p. 72.

M. NEVEU-LEMAIRE.

Acanthocéphales

Centrorhynchus californicus R. Millner. *Centrorhynchidæ*. Kyste du mésentère. *Hyla regilla* (Batraciens). Oakland (Californie). *University of California publications in Zoology*, XXVI, N° 17, 1924, p. 225.

Echinorhynchus leidyi Van Cleave nom. nov. = *E. salvelini* Linkins in Ward and Whipple 1918, nec Schrank, 1788. *Echinorhynchidæ*. *Cristivomer namayeush* (Walbaum) et *Salvelinus malma* (Walbaum) (*Salmonidæ*). États-Unis et Région des Grands lacs (Canada). *Proc. Acad. natural Sciences Philadelphia*, LXXVI, 1924, p. 289.

Polymorphus crassus Van Cleave = *Echinorhynchus striatus* Gœze in Leidy 1856. *Polymorphidæ*. *Mycteria americana* (*Ciconiidæ*). États-Unis. *Proc. Acad. Natural Sciences Philadelphia*, LXXVI, 1924, p. 323.

R.-Ph. DOLLFUS.

Hirudinées

Pontobdella loricata Harding. *Ichthyobdellidæ*. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 490.

Pontobdella aculeata Harding. *Ichthyobdellidæ*. *Harpodon nehereus*. (Phylostomes). Buruya. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 491.

Helobdella nociva Harding. *Glossosiphonidæ*. Inde. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 492.

Placobdella undulata Harding. *Glossosiphonidæ*. *Etroplus suratensis*. Ceylan. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 493.

Placobdella fulva Harding. *Glossosiphonidæ*. *Unio* sp. Bengale. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 494.

Paraclepsis Harding. *Glossosiphonidæ*. Espèce type : *P. prædatrix*. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 495.

Paraclepsis prædatrix Harding. *Glossosiphonidæ*. *Emyda vittata*. Inde anglaise. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 495.

Paraclepsis vulnifera Harding. *Glossosiphonidæ*. *Paratelphusa* sp. Madras. Ann. and Mag. of Nat. Hist., XIV, 1924, p. 495.

R. RIVIÈRE.

Isopodes (Epicarides)

Danalia fraissei H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Liriopsidæ*. Cavité thoracique. *Ergyne rissoi* Nz. et B. à B. (Bopyriens) (1). Caracas-Baai. Curaçao. *Bijdragen tot de Kennis der fauna van Curaçao* (in *Bijdragen tot de Dierkunde*), XXIV, 1925, p. 1.

R.-Ph. DOLLFUS.

Isopodes (Bopyriens)

Pseudione trilobata H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Pisosoma angustifrons* Benedict (Décapodes). Spaansche-Baai, Curaçao. *Bijd. tot de Kenn. der fauna van Curaçao* (in *Bijd. tot de Dierkunde*), XXIV, 1925, p. 2.

Grapsicepon choprac H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Bopyridæ*. *Liomera dispar* Rathbun (Décapodes). Caracas-Baai, Curaçao. *Bijd. tot de Kenn. der fauna van Curaçao* (in *Bijd. tot de Dierkunde*), XXIX, 1925, p. 4.

Ergyne rissoi H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Bopyridæ*. *Domecia hispida* E. et S. (Décapodes). Caracas-Baai, Curaçao. *Bijd. tot de Kenn. der fauna van Curaçao* (in *Bijd. tot de Dierkunde*), XXIV, 1925, p. 5.

Protopyrrus floridensis Richardson *gigas* H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Bopyridæ*. *Palæmon amazonicus* Heller (Décapodes). Suriname. *Bijd. tot de Kenn. der fauna van Curaçao* (in *Bijd. tot de Dierkunde*), XXIV, 1925, p. 5.

(1) Les *Liriopsidæ* étant parasites de Rhizocéphales, peut-être que l'hôte réel était un Rhizocéphale parasite de la *Danalia*, mais qui avait disparu sans laisser de traces. — R.-Ph. D.

Bopyrinella H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Bopyridæ*. Espèce type : *B. antillensis*. *Bijd. tot de Kenn. der fauna van Curaçao* (in *Bijd. tot de Dierkunde*), XXIV, 1925, p. 6.

Bopyrinella antillensis H.-F. Nierstrasz et G.-A. Brender à Brandis. *Bopyridæ*. *Thor floridanus* Kingsley (Décapodes). Spaansche-Baai, Curaçao. *Bijd. tot de Kenn. der fauna van Curaçao* (in *Bijd. tot de Dierkunde*), XXIV, 1925, p. 6.

Hemiarthrus nigrocinctus B. Chopra. *Phryxidæ*. Abdomen. *Periclimenes elegans* Paulson (Décapodes). Port Blair, îles Andaman et *Periclimenes demani* Kemp. Îles Jack et Una. *Records of the Indian Museum*, XXV, 5, novembre 1923, p. 433.

Hemiarthrus filiformis B. Chopra. *Phryxidæ*. Abdomen. *Alpheus paralcygone* Coutière (Décapodes). Ross Channel, Port Blair, îles Andaman. *Records of the Indian Museum*, XXV, 5, novembre 1923, p. 435.

Hemiarthrus filiformis attenuatus B. Chopra. *Phryxidæ*. Abdomen. *Alpheus paralcygone* Coutière (Décapodes). Ross Channel, Port Blair, îles Andaman. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 439.

Hemiarthrus brevicauda B. Chopra. *Phryxidæ*. Abdomen. *Synalpheus prox. theoplane* de Man (Décapodes). Ross Channel, Port Blair, îles Andaman. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 439.

Hemiarthrus (?) sp. B. Chopra. *Phryxidæ*. Abdomen. *Processa* sp. (Décapodes). Kala Karai, golfe de Manaar. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 440.

Orbione kemp B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Sicyonia bispinosa* de Haan (Décapodes). Ross Channel, Port Blair, îles Andaman. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 447.

Orbione sp. B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Processa* sp. (Décapodes). Ceylon Pearl Banks. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 451.

Epipenaeon elegans B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Penæus carinatus* Dana (Décapodes). Delta du Gange. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 454.

Parapleurocrypta B. Chopra. *Bopyridæ*. Espèce type : *P. alpei*. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 454.

Parapleurocrypta alpei B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Synalpheus prox. hululensis* Coutière (Décapodes). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 460.

Stegoalpheon B. Chopra. *Bopyridæ*. Espèce type : *S. kemp*. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 462.

Stegoalpheon kemp B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Alpheus prox. crassimanus* Heller (Décapodes). Vizigapatam (Bay of Bengal) et Port Blair (Andaman). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 464.

Bopyrella deformans (Hay) indica B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Synalpheus* cf. *hululensis* Coutière (Décapodes). Karachi (Arabian Sea), Madras (Bay of Bengal) et *Synalpheus nilandensis* Coutière. N.-E. de Ceylan. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 470.

Bopyrella hodgarti B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Alpheus crassimanus* Heller (Décapodes). Vizigapatam (Bay of Bengal). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 473.

Argeia lowisi B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Alpheus* prox. *euphrosyne* de Man. (Décapodes). Port Blair (îles Andaman). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 477.

Palaegyge prashadi B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon* (*Eupalæmon*) *lamarrei* H. Milne-Edw. Delta du Gange, Dacca et Narail près Khulna et *Palæmon* prox. *dayanus* Henderson. Mungura (Indes anglaises). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 483.

Palaegyge brachysoma B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon mirabilis* Kemp. (Décapodes). Delta du Gange, district de Khulna, Sibpur près Calcutta et *Palæmon* prox. *sabriculus* Heller. Sibpur près Calcutta. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 491.

Palaegyge godaveriensis B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon* prox. *scabriculus* Heller (Décapodes). Godaveri River (Présidence de Madras). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 491.

Palaegyge alcocki B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon* cf. *malcolmsoni* H. Milne-Edw. (Décapodes). Nadia District, Jessore District Rajahmundry (Madras), Bezvada, marché de Calcutta. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 495.

Palaegyge abhoyai B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon* sp. (Décapodes). Chittagong, Sibpur, Garia, marché de Calcutta. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 497.

Palaegyge bengalensis B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon malcolmsoni* H. Milne-Edw. (Décapodes). Région de Calcutta. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, nov. 1923, p. 501.

Palaegyge pica B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Leander potamiscus* Kemp. (Décapodes). Sanoorden (Inde portugaise). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 503.

Probopyrus annandalei B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon* cf. *sundaicus* (Heller) (Décapodes). Pak Raw (Siam). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 510.

Probopyrus gangeticus B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Palæmon* sp. Delta du Gange. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 515.

Bopyrus squillarum Latreille *bimaculatus* B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Leander styliferus* Milne-Edw. Marché de Calcutta, delta du Gange, archipel Mergui. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 520.

Bopyrina andamanica B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Periclimenes elegans* Paulson (Décapodes). Port Blair (îles Andaman). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 527.

Bopyrina kossmanni B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Periclimenes elegans* Paulson (Décapodes). Port Blair (îles Andaman). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 527.

Bopyrina cochinchensis B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Periclimenes grandis* Stimpson (Décapodes). Côtes de Malabar. *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 529.

Bopyrina gracilis B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Urocaridella gracilis* Borradaile (Décapodes). Port Blair (îles Andaman). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 530.

Bopyroides wood-masoni B. Chopra. *Bopyridæ*. Cavité branchiale. *Signalpheus* sp. prox. *neomeris* (de Man) (Décapodes). Port Blair (îles Andaman). *Rec. Ind. Mus.*, XXV, 5, novembre 1923, p. 536.

R.-Ph. DOLLFUS.

Diptères

Heterochrysops pallidiventris Kröber. *Tabanidæ*. Afrique du Nord. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Surcoufia paradoxa Kröber. *Tabanidæ*. Afrique du Nord. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota algira Kröber. *Tabanidæ*. Afrique du Nord. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota deserticola Kröber. *Tabanidæ*. Afrique du Nord. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota caenofrons Kröber. *Tabanidæ*. Caucase. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota caucasica Kröber. *Tabanidæ*. Caucase. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota flavopilosa Kröber. *Tabanidæ*. Russie du Sud. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota planicornis Kröber. *Tabanidæ*. Espagne. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota pallidula Kröber. *Tabanidæ*. Autriche. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota sobrina Kröber. *Tabanidæ*. Asie-Mineure. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota ornata Kröber. *Tabanidæ*. Formose. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Haematopota turkestanica Kröber. *Tabanidæ*. Turkestan. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Tabanus nigricornis Kröber. *Tabanidæ*. Turkestan. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Tabanus longipalpis Kröber. *Tabanidæ*. Sicile. *Arch. naturgesch.*, abt. A, IXXXVIII, août 1922, p. 114-164 ; IXXXIX, mars 1924, p. 55-118.

Tabanus philippinensis Kröber. *Tabanidæ*. Philippines. *Arch. naturgesch.*, abt. A, XC, n° 1, 1924, p. 1-27.

Tabanus griseoscutellatus Kröber. *Tabanidæ*. Philippines. *Arch. naturgesch.*, abt. A, XC, n° 1, 1924, p. 1-27.

Tabanus brunneothorax Schuurmans Stekhoven. *Tabanidæ*. Moluques. *Treubia*, V, avril 1924, p. 299-330.

Chrysops atrivittata Schuurmans Stekhoven. *Tabanidæ*. Moluques. *Treubia*, V, avril 1924, p. 299-330.

Pangonia krausei Surcouf. *Tabanidæ*. Sardaigne ? Corse méridionale. *Diptera*, I, n° 2, 1924, p. 65.

Tabanus angustilimbatus Senior-White. *Tabanidæ*. Ceylan. *Spolia zeylanica*, XII, septembre 1924, p. 389.

Tabanus demellonis Senior-White. *Tabanidæ*. Inde portugaise. *Spolia zeylanica*, XII, septembre 1924, p. 391.

Pangonia rodhaini Bequaert. *Tabanidæ*. Bas-Congo. *Rev. zool. africaine*, XII, novembre 1924, p. 461-468.

Nuceria mayombensis Bequaert. *Tabanidæ*. Bas-Congo. *Rev. zool. africaine*, XII, novembre 1924, p. 461-468.

Eucampsipoda philippinensis Ferris. *Nycteribidæ*. Chauve-souris. Philippines. *Philippine journ. of sci.*, XXIV, janv. 1924, p. 73.

Nycteribosca pretiosa Falcoz. *Streblidæ*. Hôte inconnu. Nouvelles-Hébrides. *Bull. mus. nat. hist. nat.*, n° 3-4, 1924, p. 224.

Euctenodes tonatiæ Kessel. *Streblidæ*. *Tonatia brasiliensis*. Equateur. *Parasitology*, XVI, décembre 1924, p. 411.

Ornithophila maquilingensis Ferris. *Hippoboscidæ*. Hôte inconnu. Philippines. *Philippine journ. of sci.*, XXV, octobre 1924, p. 392.

Haphospatha Enderlein. *Anthomyidæ*. Espèce type : *H. hirudo* Enderlein. *Konowia*, III, mars 1924, p. 51.

Haphospatha hirudo Enderlein. *Anthomyidæ*. Cameroun. *Konowia*, III, mars 1924, p. 51.

Glossina schwetzi var. *disjuncta* Potts. *Anthomyidæ*. Congo Belge. *Annals trop. med. and parasitology*, XVIII, août 1924, p. 205.

F. LARROUSSE.

Ortholfersia raveni G.-F. Ferris. *Hippoboscidæ*. Téguments. *Macropus* sp. (*Macropodidæ*). Nouvelle Galles du Sud. *American Museum Novitates*, n° 110, 21 avril 1924, p. 4.

Basilisa forcipata G.-F. Ferris. *Nycteribidæ*. Téguments. *Myotis californicus quercinus* (*Vespertilionidæ*). Californie, *Nyctinomus cynocephalus* (*Vespertilionidæ*). New-Orléans, *Myotis thysanodes* (*Vespertilionidæ*). New-Mexico (U.-S.-A.) et Saint-Louis-Potosi (Mexique). *Entomological News*, XXV, 24 juin 1924, p. 196.

R.-Ph. DOLLFUS.

Coléoptères

Silphopsyllus Olsoufieff. Espèce type : *S. desmanæ*. *Leptinidæ*. *Bull. Soc. ent. de France*, n° 7, 9 avril 1924, p. 94.

Silphopsyllus desmanæ Olsoufieff. *Leptinidæ*. *Desmana moschata*. Penza (fleuve Soura). Gouvernement de Tamboff (Russie). *Bull. Soc. ent. de France*, N° 7, 9 avril 1924, p. 94.

F. LARROUSSE.

TABLES DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux	1, 113, 225,	343
ALLEAUX (V.), LANGERON (M.) et CAUCHEMEZ (L.). — Culture de mas- sues obtenues dans trois cas d'actinobacilliose bovine.....		225
BALAZET (L.), VELU (H.), BAROTTE (J.) et LAVIER (G.). — Au sujet d'accidents consécutifs aux injections de Bayer 205 chez des étalons dourinés.....		12
BAROTTE (J.), VELU (H.) et LAVIER (G.). — Le Bayer 205 dans la thérapeutique des trypanosomoses animales au Maroc.....		1
BAROTTE (J.), VELU (H.), BALAZET (L.) et LAVIER (G.). — Au sujet d'accidents consécutifs aux injections de Bayer 205 chez des étalons dourinés.....		12
BRUG (S.-L.), DEN HEYER (J.-K.) et HAGA (J.). — Toxoplasmose du lapin aux Indes orientales néerlandaises.....		232
BRUMPT (E.). — Recherches morphologiques et expérimentales sur le <i>Trichomonas felis</i> da Cunha et Muniz, 1922, parasite du chat et du chien.....		239
BRUMPT (E.). — L'étuve à microscope de N. Foot.....		252
BRUMPT (E.). — Etude d'une petite épidémie de paludisme contracté « en plein air » dans la région du lac Rodolphe.....		370
BRUMPT (E.). — Ponte et résistance des œufs de <i>Anopheles maculi- pennis</i>		396
BRUMPT (E.). — Capture des larves de Culicidés par les plantes du genre <i>Utricularia</i>		403
CAUCHEMEZ (L.), LANGERON (M.) et ALLEAUX (V.). — Culture de mas- sues obtenues dans trois cas d'actinobacilliose bovine.....		225
CLEVELAND (L.-R.). Les effets de l'inanition et de l'oxygénation sur la symbiose entre les termites et leurs flagellés intestinaux.....		35
CLEVELAND (L.-R.). — Action toxique de l'oxygène sur les protozoi- aires <i>in vivo</i> et <i>in vitro</i> ; son utilisation pour débarrasser les animaux de leurs parasites.....		384
DEN HEYER (J.-K.), BRUG (S.-L.) et HAGA (J.). — Toxoplasmose du lapin aux Indes orientales néerlandaises.....		232
DESCHIENS (R.) et NEVEU-LEMAIRE (M.). — Anomalie observée chez un <i>Tenia saginata</i>		267
DESOL (P.). — Considérations sur l'échinococcose alvéolaire du foie en France à propos d'un cas nouveau observé dans le Pas-de- Calais.....		151
DOGIEL (V.). — Nouveaux infusoires de la famille des Ophryoscolé- cidés parasites d'antilopes africaines.....		116

DRBOHLAV (J.). — Une nouvelle preuve de la possibilité de cultiver <i>Entamoeba dysenteriae</i> type <i>histolytica</i>	349
DRBOHLAV (J.). — Culture d' <i>Entamoeba dysenteriae</i> type <i>tetragena minuta</i>	358
DRBOHLAV (J.). — Culture d' <i>Entamoeba gingivalis</i> (Gros, 1849), Brumpt, 1913.	361
DRBOHLAV (J.). — Culture d' <i>Entamoeba coli</i> Loesch, 1875, emend. Schaudin, 1903.	364
DRBOHLAV (J.). — Culture d' <i>Entamoeba aulaslomi</i> Nöller, 1919.	367
DRBOHLAV (J.). — Culture de <i>Trichomonas sanguisugæ</i> Alexieff, 1911. .	369
FRANÇA (C.). — Notes parasitologiques sur l'Angola.	255
FUHRMANN (O.). — Sur le développement et la reproduction asexuée de <i>Idiogenes olidis</i> Kr.	143
FUJITA (T.). — Etudes sur les parasites de l'huître comestible du Japon <i>Ostrea gigas</i> Thunberg. (traduit et annoté par R-Ph. Dollfus). .	37
GALLIARD (H.). — Sur un cas d'infection à <i>Trypanosoma theileri</i> et <i>Piroplasma bigeminum</i>	21
GALLIARD (H.) et LAVIER (G.). — Parasitisme sanguin d'un <i>Hexamitus</i> chez un crapaud <i>Bufo calamita</i>	113
GAUPILLAT (M.) et NEVEUX. — Existence d'un foyer autochtone de piroplasmose équine à <i>Piroplasma caballi</i> en Haute-Marne.	375
GRASSÉ (P.-P.). — <i>Anisomitus denisi</i> n. g., n. sp. schizophyte de l'intestin du canard domestique.	343
HAGA (J.), BRUG (S.-L.) et DEN HEYER (J.-K.). — Toxoplasmose du lapin aux Indes orientales néerlandaises.	232
JOYEUX (Ch.). — <i>Hymenolepis nana</i> et <i>Hymenolepis fraterna</i>	270
LANGERON (M.), CAUCHEMEZ (L.) et ALLEAUX (V.). — Culture de massues obtenues dans trois cas d'actinobacilliose bovine.	225
LARROUSSE (F.). — Larve de <i>Culex</i> à branches très développées nouvelle pour la faune française (<i>Culex lavieri</i> n. sp.)	68
LARROUSSE (F.). — Contribution à l'étude des tiques de l'Annam ; description de deux espèces nouvelles du genre <i>Hæmaphysalis</i> : <i>H. obesa</i> n. sp. et <i>H. lagrangei</i> n. sp.	301
LAVIER (G.) et GALLIARD (H.). — Parasitisme sanguin d'un <i>Hexamitus</i> chez un crapaud <i>Bufo calamita</i>	113
LAVIER (G.), VELU (H.) et BAROTTE (J.). — Le Bayer 205 dans la thérapeutique des trypanosomoses animales au Maroc.	1
LAVIER (G.), VELU (H.), BAROTTE (J.) et BALOZET (L.). — Au sujet d'accidents consécutifs aux injections de Bayer 205 chez des étalons dourinés.	12
LEON (N.). — Accouplement et fécondation du <i>Dibothriocephalus latus</i> . .	263
MANDOUL (A.-H.). — A propos de l'acare de la gale norvégienne.	394
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Description d'un strongle nouveau du rhinocéros africain <i>Quilonia parva</i> n. sp.	290
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Le mâle de <i>Pteridopharynx omoensis</i> Neveu-Lemaire parasite du rhinocéros africain (<i>Rhinoceros bicornis</i>)	392
NEVEU-LEMAIRE (M.) et DESCHIENS (R.). — Anomalie observée chez un <i>Tænia saginata</i>	267

OTA (M.). — Le <i>Cryptococcus farcinimosus</i> Rivolta doit prendre place parmi les dermatophytes du genre <i>Grubyella</i>	71
OTA (M.). — Affinités du <i>Trichophyton albiciscans</i> Nieuwenhuis avec les Aleuriosporés du genre <i>Glenospora</i> Berk. et Curt.....	79
OTA (M.). Remarques complémentaires sur la levure pathogène de Favre (<i>Myceloblastanon favrei</i> n. sp.).....	181
POISSON (R.). — <i>Leptomonas naucoridis</i> n. sp. parasite intestinal de <i>Naucoris maculatus</i> Fabr.....	28
RIVIÈRE (R.). — Description d'une nouvelle espèce de pontobdelle, <i>Pontobdella brumpti</i> n. sp.....	292
RUSZKOWSKI (J.-S.). — Sur quelques anomalies des trématodes.....	388
SKRIABINE (K.-I.). — Sur les trématodes d' <i>Emys orbicularis</i> L.....	281
VAN THIEL (P.-H.). — Deux nématodes nouveaux d'un singe hurleur de Suriname.....	171
VELU (H.), BAROTTE (J.) et LAVIER (G.). — Le Bayer 205 dans la thérapeutique des trypanosomoses animales au Maroc.....	1
VELU (H.), BAROTTE (J.), BALOZET (L.) et LAVIER (G.). — Au sujet d'accidents consécutifs aux injections de Bayer 205 chez des étalons dourinés.....	12
VERNE (J.). — Etude histologique d'un cas d'appendicite à oxyures..	60
Revue critique	85, 185, 306, 412
DOLLFUS (R.-Ph.). — Distomiens parasites de <i>Muridæ</i> du genre <i>Mus</i>	85, 185
LANGERON (M.). — Biologie et écologie des utriculaire dans leurs rapports avec la prophylaxie du paludisme.....	412
LAVIER (G.). — Infections héréditaires par les parasites animaux....	306
Notes et informations	103, 206, 325, 426
BRUMPT (E.). — Le docteur Samuel Taylor Darling.....	426
BRUMPT (E.) et JOYEUX (Ch.). — A propos de l' <i>Echinococcus cruzi</i>	326
CAUCHEMEZ (L.). — La méthode de Willis modifiée appliquée à l'examen des déjections d'herbivores.....	206
JOYEUX (Ch.). — Parasites des poules à Formose.....	103
JOYEUX (Ch.) et BRUMPT (E.). — A propos de l' <i>Echinococcus cruzi</i>	326
LA DIRECTION. — Création d'un Office de faunistique et de parasitologie marocaines.....	206
LANGERON (M.). — Phlébotomes de la région parisienne.....	104, 427
LANGERON (M.). — Hibernation de <i>Theobaldia annulata</i>	325
LARROUSSE (F.). — Phlébotomes observés dans de nouvelles localités françaises.....	103
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Le professeur G.-B. Grassi.....	325
RUSZKOSWIKI (J.-S.). — Essai de procédé de Leslie Sheather pour concentrer les œufs d'helminthes destinés à l'expérimentation....	207
Répertoire des genres nouveaux et des espèces nouvelles.	105, 209, 327, 428

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

A

Acare de la gale norvégienne ...	394
Actinobacillose bovine	225
Aleurioporés	79
Angola (notes parasitologiques) ..	255
<i>Anisomitus denisi</i>	343
Annam (tiques)	301
<i>Anopheles maculipennis</i> (ponte et résistance des œufs)	396
Antilopes africaines	116
Appendicite à oxyures	60
<i>Ascocotyle (Parascocotyle) dimi- nuta</i>	192
<i>Aulastomum gulo</i>	367

B

Bayer 205 (accidents consécutifs aux injections) ...	12
— (dans les trypanoso- moses animales) ..	1
<i>Blastocystis</i>	356, 358, 364, 367
<i>Bufo calamita</i>	113
— <i>regularis</i> (hématozoaires) ..	255

C

Canard domestique (schizophyte de l'intestin)	343
<i>Centrocestinae</i>	192
Cestodes, 143, 263, 267, 270, 319, ..	326
Champignons	225
<i>Clonorchis</i>	188
<i>Clonorchis sinensis</i>	188
Concentration des œufs d'hel- minthes (par le procédé de Leslie Sheather)	207
<i>Cryptococus farcinimosus</i>	71
<i>Culex lavieri</i> (larve)	68
Culture de massues dans l'acti- nobacillose	225
Culture des amibes	349, 367
Cyclophyllidés	143

D

Darling (S.-T.) ^h (notice nécrolo- gique)	426
Dermatophytes	71
<i>Dibothriocephalus latus</i> (accou- plement et fécondation)	263
<i>Diplodinium bubalidis</i>	124
— <i>costatum</i>	121
— <i>crassum</i>	132
— <i>gracile</i>	129
— <i>neglectum</i>	124
— <i>polygonale</i>	120
— <i>triloricatum</i>	133
<i>Distoma musculi</i>	201
— <i>recurvum</i>	201
— <i>vitta</i>	201
Distomiens parasites des <i>Muri- dæ</i>	85, 185
Dourine	3, 12

E

<i>Echinochasmus</i>	101
Echinococcose alvéolaire	151
<i>Echinococcus cruzi</i>	326
<i>Echinoparyphium</i>	97
— <i>japonicum</i> ...	97
<i>Echinostoma</i>	85
— <i>ægyptiaca</i>	185
— <i>cinetorchis</i>	85
— <i>gotoi</i>	91
— <i>macrorchis</i>	94
— <i>spiculator</i>	100
<i>Echinostomidæ</i>	85, 185
<i>Echinostominæ</i>	85
<i>Emys orbicularis</i> (trématodes) ..	281
<i>Entamoeba aulastomi</i> (culture) ..	367
— <i>coli</i> (culture)	364
— <i>dysenteriæ</i> type his- tolytica (culture) ..	349
— <i>dysenteriæ</i> type te- tragona minuta (culture)	358

<i>Entamoeba gingivalis</i> (culture) ..	361
<i>Entodinium dubardi</i>	118, 119
— <i>nakellum</i>	117
— <i>triacum</i>	120
Etuve à microscope de N. Foot	252
Examen des déjections d'herbivores (par la méthode de Willis)	206
<i>Exorchis oviformis</i>	197

F

Flagellés	113
— intestinaux des termites	35

G

<i>Glenospora albiscans</i>	79
Grassi (G.-B.) (notice nécrologique)	325
<i>Grubyaella farcinimosa</i>	71
<i>Gymnophalloides tokiensis</i> . 37,	48

H

<i>Hæmaphysalis lagrangei</i>	304
— <i>obesa</i>	302
<i>Hæmogregarina boueti</i>	260
— <i>froilanoi</i>	261
Helminthes	318
Hémogregarines	260
<i>Heterechinostoma</i>	101
— <i>magniovatum</i>	101
<i>Heterophyidæ</i>	192
<i>Heterophyinae</i>	195
<i>Hexamitus</i> (parasitisme sanguin)	113
Hibernation de <i>Theobaldia annulata</i>	325
<i>Hymenolepis fraterna</i>	270
— <i>nana</i>	270

I

<i>Idiogenes otidis</i> (reproduction asexuée)	143
Inanition (effets sur la symbiose entre les termites et leurs flagellés intestinaux)	35
Infections héréditaires	306
Infusoires	116
<i>Ixodes</i>	301

L

<i>Lepoderma muris</i>	188
<i>Lepodermatidæ</i>	188
<i>Lepodermatinæ</i>	188
<i>Leptomonas naucoridis</i>	28
Levure pathogène de Favre	181

M

<i>Macroorchis spinulosus</i>	197
<i>Metacercaria</i>	37, 49
<i>Metagonimus yokogawai</i>	195
Méthode de Willis	206
Milieux de culture pour amibes	
<i>Muridæ</i>	85, 185
<i>Mus</i> (distomiens parasites)	85, 185
<i>Myceloblastanion favrei</i>	181
<i>Mycetes seniculus</i>	171

N

Nématodes	171, 290, 318
<i>Naucoris maculatus</i>	28

O

Office de faunistique et de parasitologie marocaines	206
Ophryoscolécidés	116
<i>Ophryoscolex ecaudatus</i> ..	136, 137
<i>Opisthorchiidæ</i>	188
<i>Opisthotrichum janus</i>	137
<i>Ostrea gigas</i> (parasites)	37
Oxygénation (effets sur la symbiose entre les termites et leurs flagellés intestinaux) ..	35
Oxygène (action toxique sur les protozoaires)	384
Oxyures (appendicite)	60

P

Paludisme	315, 370
Parasites d' <i>Ostrea gigas</i>	37
<i>Patagium lazarevi</i>	281
Phlébotomes	103, 104, 427
<i>Phlebotomus minutus</i>	103
— <i>papatasi</i>	104
— <i>pernicius</i> , 103, 104,	427
<i>Piroplasma bigeminum</i>	21
— <i>caballi</i>	375

Utriculaires	403,	412
<i>Utricularia</i>	403,	423

INDEX DU RÉPERTOIRE DES GENRES NOUVEAUX ET DES ESPÈCES NOUVELLES

- Acanthoconops myersi*, 220.
Acasta membranacea, 219.
Acetodextra, 333.
Acremonium muthuoni, 105.
Aedes (Aedes) carmentis, 222.
A. (Aedes) carmentis, 222.
A. (Aedimorphus) pubescens, 224.
A. alleni, 221.
A. (Banksinella) brugi, 222.
A. barnardi, 223.
A. capensis, 223.
A. colonarius, 223.
A. (Finlaya) albilabris, 221.
A. (Finlaya) palmarum, 222.
A. (Finlaya) sintoni, 221.
A. (Heteronychia) iridipennis, 221.
A. mascarensis, 222.
A. melanimon, 223.
A. (Ochlerotatus) cunabulanus, 222.
A. (Ochlerotatus) dzeta, 224.
A. (Ochlerotatus) epsilon, 224.
A. (Skusea) fimbripes, 222.
A. (Skusea) tonsus, 222.
A. (Skusea) umbrosus, 224.
A. (Stegomyia) delta, 224.
A. (Stegomyia) subargenteus, 224.
Aedimorphus (Aedes) pubescens, 224.
Aegathos intricatrix, 216.
Agamascaris enopla, 214.
A. odontocephala, 214.
Agamermis angusticephala, 109.
A. decaudata, 109.
A. dubia, 110.
Alcirona pearsoni, 216.
Aleurosporia, 428.
Allocreadium boleosomi, 333.
A. ictaluri, 333.
Allodermanyssus, 110.
Allogrypus, 340.
Amblyomma williamsi, 112.
Anakempia minima, 219.
A. sphaguicola, 220.
Anchistrotos occidentalis, 337.
Ancyrocephalus siluri, 431.
Ancyrocephalus sp., 431.
Ancystropus æthiopicus, 338.
A. (Meristaspis) calcaratus, 338.
Angusticacum brevispiculum, 110.
Ankistrodactylus corsoni, 220.
Anopheles culicifacies var. *adenensis*, 223.
A. jeyporiensis var. *moghulensis*, 223.
A. lindesayi var. *nilgircus*, 223.
A. maculatus var. *dravidicus*, 223.
A. varuna, 222.
Aphanodomus, 336.
Aphanomyces ovidestruens, 327.
Aplectana pusilla, 432.
Areotrachelus, 336.
Argeia lowisi, 436.
Argulus zeii, 336.
A. paulensis, 337.
Artacolax monodi, 335.
Arthrosporia, 428.
Ascaris lucii, 215.
A. scaphirhynchi, 215.
Ascocotyle (Parascocotyle) diminuta, 332.
Atrichopogon callipotami, 220.
A. fortiserra, 219.
A. miripalpis, 219.
A. serrulatus, 219.
A. stannusi, 220.
A. winnertzi, 219.
Austrosimulium cornutum, 221.
A. crassipes, 221.
A. laticorne, 221.
A. longicorne, 221.
A. multicornis, 221.
A. simile, 221.
A. tasmaniense, 221.
A. tilyardi, 221.
A. torrentium, 221.
A. unglatum, 221.

- A. weindorferi*, 221.
Austrostrongylus, 213.
A. macropodis, 213.
Azygia anguillæ, 432.
- Balanotœnia*, 429.
B. bancrofti, 429.
Banksinella (*Aedes brugi*), 222.
Basilisa forcipata, 438.
Bonnieria indica, 217.
Bopyrella bonnierii, 217.
B. deformans indica, 435.
B. distincta, 217.
B. hodgarti, 435.
B. intermedia, 217.
Bopyrina andamanica, 436.
B. brachytelson, 217.
B. cochiniensis, 436.
B. gigas, 217.
B. gracilis, 436.
B. kossmanni, 436.
Bopyrinella, 435.
B. antillensis, 435.
Bopyroides wood-masoni, 437.
Bopyrosa, 218.
B. phryxiformis, 218.
Bopyrus squillarum bimaculatus, 436.
B. stebbingi, 217.
Bothriocephalus pcyomerus, 212.
Buchholzia trouessarti, 111.
- Caligus deformis*, 335.
C. luxatus, 336.
C. mauritanicus, 335.
C. mauritanicus minusculus, 335.
C. mauritanicus temnodontis, 335.
Capillaria catostomi, 215.
Caryophyllæus filiformis, 210.
C. niloticus, 211.
Caryophyllæus sp., 210.
Centrorhynchus californicus, 433.
Cephalogonimus compactus, 108.
Cephaloidophora dubosequi, 105.
Ceratomyxa fukuensis, 330.
C. furcata, 329.
C. japonica, 330.
C. limandæ, 330.
C. majimæ, 330.
C. microcapsularis, 330.
C. microstomi, 330.
C. protopsettæ, 329.
- C. robusta*, 329.
C. tenuis, 328.
C. toitæ, 330.
Ceratonyssus, 110.
C. ceratognathus, 110.
Ceratophyllus javanicus, 341.
Cercaria rhodometopa, 109.
C. gunnisoni, 332.
Cercorchis shelkownilowi, 334.
Chlamydoaleurospora, 428.
Chloromyxum chitosense, 331.
C. giganteum, 331.
C. incertum, 327.
C. oviforme, 429.
C. quadriforme, 331.
C. richardsonii, 429.
C. salvelini, 330.
Chloromyxum sp., 327.
Chæroporpa (*Culex clarki*), 223.
C. (Culex crybda), 224.
C. (Culex gordonii), 223.
C. (Culex innominatus), 223.
C. (Culex manoosensis), 223.
C. (Culex sursumptor), 223.
C. (Culex tovari), 223.
Choniangium sp., 214.
Chorioptes texanus, 111.
Chrysops atrivittata, 438.
C. compacta, 342.
Clavellopis sp., 336.
Closteraleurospora, 428.
Closterospora, 428.
Coccidium persicum, 429.
Collinina, 107.
Contracæcum præstriatum, 432.
Coquillettidia (*Tæniorhynchus tenuipalpis*), 222.
Cosmocercella, 214.
C. haberi, 214.
Cotugnia cuneata var. *nervosa*, 107.
C. cuneata var. *tenuis*, 107.
C. joyeuxi, 430.
Crithidia hæmatopotæ, 210.
Cryptococcus bernasconi, 105.
C. fuscus, 105.
C. mena, 105.
C. mirandei, 428.
Culex aglischrus, 223.
C. alpha, 224.
C. badgeri, 223.
C. beta, 224.
C. cadithæ, 222.

- C. (Chæroporpa) clarki*, 223.
C. (Chæroporpa) crybda, 224.
C. (Chæroporpa) gordonii, 223.
C. (Chæroporpa) innominatus, 223.
C. (Chæroporpa) manasensis, 223.
C. (Chæroporpa) sursumptor, 223.
C. (Chæroporpa) tovari, 223.
C. (Culiciomyia) shebbeari, 222.
C. exilis, 223.
C. fuscitarsis, 222.
C. gamma, 224.
C. hutchinsoni, 222.
C. innovator, 223.
C. iphis, 222.
C. lavieri, 112.
C. ligator, 223.
C. (Lophoceratomyia) flavicornis, 222.
C. (Lophoceratomyia) plantaginis, 222.
C. (Melanoconion) ruffinis, 223.
C. (Mochlostyrax) colombiensis, 224.
C. peringueyi, 224.
C. pluvialis, 222.
C. tenuipalpis, 222.
Culiciomyia (Culex) shebbeari, 222.
Culicoides halophilus, 220.
C. lamborrii, 220.
C. pycnostictus, 220.
C. salicola, 220.
C. salicola var. *pictidorsum*, 220.
Cyclospora babaulti, 209.
C. tropidonoti, 209.
Cylicocyclus (Trichonema) ashworthi, 109.
Cylindropharynx ornata, 433.

Dactylogyrus vastator, 333.
Danalia caulleryi, 216.
D. fraissei, 434.
Dasyhelea nyasæ, 220.
Deletocephalus variabilis, 110.
Dermanyssus americanus, 110.
Dinenympha fimbriata, 429.
Diplodinium bubalidis, 332.
D. costatum, 331.
D. crassum, 332.
D. gracile, 332.
D. neglectum, 332.
D. polygonale, 331.
D. triloricatum, 332.
Diplognia, 430.

Distoma sp., 334.
Dolichoenterum, 333.
D. longissimum, 333.
Dolichosaccus amplicava, 431.
Duplorbis smithi, 219.

Echeneibothrium austrinum, 212.
Echinocercaria pachycerca, 108.
E. stylites, 108.
Echinoparyphium japonicum, 332.
Echinopharynx, 433.
E. echinopharynx, 433.
Echinorhynchus leidyi, 433.
Echinostoma cinetorchis, 332.
E. gotoi, 332.
E. macrorchis, 332.
Echinostomum ægyptiaca, 213.
E. erraticum, 108.
E. exile, 108.
E. microrchis, 108.
E. neglectum, 108.
E. nephrocystis, 108.
E. parcespinosum, 108.
Eimeria canna, 106.
E. caviæ, 209.
E. utinensis, 429.
Endodermophyton roquettei, 428.
Enemothrombium (Microtrombidium) echinotrichum, 339.
E. (Microtrombidium) berlesæi, 339.
Enterocola clavelinæ, 337.
E. hessei, 337.
E. syndii, 337.
Entonyssus, 110.
E. halli, 110.
E. rileyi, 338.
Epipenæon elegans, 435.
Ergasilus nodusus, 336.
Ergyne rissoi, 434.
Eucampsipoda philippinensis, 438.
Euctenodes tonatiæ, 438.
Eudactylina complexa, 335.
E. dollfusi, 335.
Eulinognathus americanus, 340.
Eurytrema Dajii, 108.
E. rebelle, 431.

Filaria bosei, 214.
F. brevicauda, 214.
Finlaya (Aedes) albilabris, 224.
F. (Aedes) palmarum, 222.

- F. (Aedes) sintoni*, 221.
F. albocincta, 222.
F. (Finlaya) versicolor, 223.
F. (Finlaya versicolor), 223.
F. gilli, 222.
Forcipomyia bitensis, 219.
F. braueri var. *punctatipennis*, 219.
F. decrescens, 219.
F. egypti, 220.
F. hirtipalpis, 219.
F. nilotheres, 220.
F. tenuisquama, 219.
- Gangesia*, 211.
G. macrones, 211.
G. wallago, 211.
Glenospora albiciscans, 105.
Gliricola distincta, 340.
Glossina schwetzi var. *disjuncta*, 438.
Glugea encyclometræ, 105.
G. ghigii, 106.
Glyptelmis parva, 431.
Gongylonema neoplasticum orientale, 215.
Gorgodera asymetrica, 431.
G. microovata, 431.
Gorgoderina cedroi, 431.
G. cryptorchis, 431.
Gotonius, 333.
G. facilis, 333.
Grapsicepon chopræ, 434.
Grubyella farcinimosa, 105.
Gymnophalloides, 109.
G. tokiensis, 109.
Gyrocotyle plana, 210.
Gyropus gracilipes, 339.
G. latipollicaris, 339.
G. pollicaris, 339.
G. wetmorei, 339.
- Hæmaphysalis lagrangei*, 339.
H. obesa, 339.
Hæmatopota ægyptium, 342.
H. algira, 437.
H. araxis, 342.
H. cænofrons, 437.
H. caucasica, 437.
H. deserticola, 437.
H. desertorum, 342.
H. flavopilosa, 437.
H. græca, 342.
- H. kemali*, 342.
H. ornata, 437.
H. pallidula, 437.
H. planicornis, 437.
H. pseudolusitanica, 342.
H. sobrina, 437.
H. tamerlani, 342.
H. turkestanica, 437.
Hæmogregarina froilanoi, 327.
Halarachne otariæ, 111.
Hamusilaria, 214.
H. indica, 214.
Haphospatha, 438.
H. hirudo, 438.
Haplostoma canui, 337.
Haplostomella, 337.
H. malacocera, 337.
H. tuberculata, 337.
Haplostomides, 337.
H. brementi, 337.
H. scotti, 337.
Harmostomum annamense, 431.
Helobdella nociva, 434.
Hemiarthrus brevicauda, 435.
H. filiformis, 435.
H. filiformis attenuatus, 435.
H. nigrocinctus, 435.
Hemiarthrus (?) sp., 435.
Hemiparonia, 430.
Henneguya carassii, 328.
H. similis, 327.
H. spatulata, 328.
Hepatica soricicola, 214.
Hepatozoen adiei, 327.
Hermenella cynthiæ, 335.
Herpetomonas hemidactyli, 210.
Heteralepas (Paralepas) palinuri, 219.
Heterochinostomum magnovatum, 332.
Heterochrysops pallidiventris, 437.
Heterogyropus, 340.
H. heteronychus, 340.
Heteronycha (Aedes) iridipennis, 221.
Hexameris, 109.
H. meridionalis, 109.
Hoplitophrya tubificis, 107.
Hoplopleura pacifica, 339.
Hoplopsyllus foxi, 341.
Houttuynia torquata, 107.
- Ichoronyssus sternalis*, 110.
Ichthyotænia adherens, 212.
 — *delachauxi*, 431.

- Impalaia*, 432.
I. tuberculata, 432.
Ixodes apronophorus, 112.
Ixodorhynchus, 110.
I. liponyssoides, 110.

Karyamæba falcata, 209.
Kempia appendiculata, 219.
K. breviserra, 219.
Kiluluma africana, 213.
K. brevicauda, 433.
K. brevivaginata, 433.
K. cylindrica, 433.
K. goodeyi, 433.
K. macdonaldi, 213.
K. magna, 213.
K. pachyderma, 213.
K. rhinocerotis, 213.
K. solitaria, 213.

Lamproglena angusta, 336.
Laelaps hawaiiensis, 339.
L. ugandanus, 338.
Lasiohelea brevitarsata, 220.
L. caliginosa, 220.
L. inconspicua, 220.
L. lefanui var. *squamipes*, 220.
L. litoraurea, 220.
L. nigeriæ, 220.
Leiognathus constrictus, 110.
Lentospora elliptica, 328.
L. sacchalimensis, 328.
L. sphærica, 328.
L. taiwanensis, 328.
Leptomonas naucoridis, 107.
L. stomoxæ, 210.
Leptosoma africana, 432.
Leptotheca constricta, 331.
L. inæqualis, 328.
L. limandæ, 328.
L. platichthyis, 328.
L. yoichiensis, 331.
Lequerrea, 337.
L. perezi, 337.
Lernæa composita, 336.
Lernæopoda obesa, 335.
Lernanthropus theodori, 335.
Liponyssus gordonensis, 338.
L. montanus, 110.
L. occidentalis, 110.

L. pacificus, 110.
L. tenuisculatus, 110.
L. triangulus, 110.
Listrophoroides, 338.
L. æthiopicus, 338.
Listrophorus bothæ, 338.
Loboraccus, 218.
Locustacarus, 339.
L. trachealis, 339.
Loennbergia, 430.
L. tanganiæ, 430.
Lophoceratomyia (Culex flavicornis), 222.
L. (Culex plantaginis), 222.

Macroderoides, 333.
M. spiniferus, 333.
Macrogyropus, 340.
M. dentatus, 340.
Matruchotiella, 428.
Megalodiscus rarophilus, 432.
Megarhinus edwardsi, 222.
Megninia acutipes, 111.
M. analgoides, 111.
M. angustella, 111.
M. bidentata, 111.
M. brevitarsa, 111.
M. filipes, 111.
M. gracillima, 111.
M. hamata, 111.
M. laciniosa, 111.
M. leucacantha, 111.
M. longitarsa, 111.
M. parallela, 111.
M. perforata, 111.
M. strongylia, 111.
Meinertia collaris africana, 215.
M. collaris globuligera, 215.
Melanoconion (Culex ruffinis), 223.
Meristaspis (Ancyrostropus calcaratus), 338.
M. (Ancyrostropus macroglossi), 338.
Mesalges ceratopus, 112.
M. diaphanoxus, 111.
M. hepaticifolia, 112.
M. similis, 111.
Mesocestoides cæstus, 430.
M. mesorchis, 430.
Mesorchis songularis, 108.
Metacercaria prohemistomi odhneri, 109.

- Metathelges*, 218.
M. mülleri, 218.
Microfilaria colubroides, 214.
M. lewisi, 214.
M. cissæ, 214.
M. cephalocauda, 214.
M. comma, 214.
Microparaphium corvi, 332.
Microtrombidium (Enemothrombium) berlesei, 339.
M. (Enemothrombium) echinotrichum, 339.
Mimomyia pallida, 224.
Mochlostyrax (Culex colombiensis), 224.
Monilifer pitangi, 108.
Monobothrioides, 430.
M. cunningtoni, 430.
Monocystis acuta, 106.
M. anguillula, 106.
M. caudata, 106.
M. densa, 106.
M. hessei, 106.
M. oblonga, 106.
M. polymorpha, 106.
M. securiformis, 106.
M. ventrosa, 106.
M. vivax, 106.
M. wallengrenii, 106.
Monogryllus, 339.
M. parvus, 339.
Mrazekia niphargi, 107.
M. piscicola, 105.
Mycoderma rabesalama, 105.
Myceloblastanion favrei, 209.
Myxidium clidodermatis, 329.
M. crassum, 329.
M. cuneiforme, 328.
M. fusiforme, 331.
M. microcapsulare, 329.
M. microstomi, 330.
M. ochotense, 331.
M. oncorhynchi, 330.
M. oshoroense, 329.
M. theragræ, 331.
M. tsudæ, 331.
Myxobulus elongatus, 328.

Nannoenterum, 333.
Naobranchia lizæ subpinguis, 336.
N. variabilis, 336.

Naobranchia sp., 336.
Nematodirus leporis, 432.
Neonysoides (Rhinonyssus nucifragæ), 338.
Nuceria mayombensis, 438.
Nuttollia myoxi, 209.
Nycteribosca pretiosa, 438.

Obeliscoides, 213.
Obeliscus cuniculi, 432.
Ochlerotatus (Aedes canabulanus), 222.
O. (Aedes) dzeta, 224.
O. (Aedes) epsilon, 224.
Octopetalum longicirrosa, 430.
Oculotrema, 213.
O. hippopotami, 213.
Œsophagostomum euryccephalum, 109.
Œ. longicaudum, 433.
Œ. mwanzæ, 109.
Œ. oldi, 109.
Œ. simpsoni, 109.
Onichocephon giardi, 217.
Oochoristica theileri, 211.
Ophiotænia monningi, 211.
O. testudo, 211.
Orbimorphus lamellosus, 216.
Orbione angusta, 216.
O. halipori, 216.
O. kempi, 435.
Orbione sp., 435.
Ornithobilharzia odhneri, 212.
Ornithophila maquilingensis, 438.
Ortholfersia raveni, 438.
Orygmatobothrium forte, 212.
Oscia guttipennis, 342.
Ostertagia asymmetrica, 433.
Otobothrium magnum, 211.

Palægyge abhoyai, 436.
P. alcocki, 436.
P. bengalensis, 436.
P. brachysoma, 436.
P. godaveriensis, 436.
P. marina, 217.
P. pica, 436.
P. prashadi, 436.
Palpomyia variipilus, 220.
Pangonia argentata, 341.
P. flavocincta, 342.
P. hannibal, 342.
P. krausei, 438.

- P. lucida*, 342.
P. rodhairi, 438.
P. striata, 342.
P. villosa, 342.
Paplosaccus, 338.
Paraclepsis, 434.
P. prædatrix, 434.
P. vulnifera, 434.
Paradajus, 218.
P. tenuis, 218.
Paraglyricola, 340.
P. quadrisetosa, 340.
Paralepas (Heteralepas palinuri), 219.
Paramphistomum birmense, 432.
Parapæneon secundum, 216.
Parapandarus, 337.
P. nodosus, 337.
Parapleurocrypta, 435.
P. alpheï, 435.
Parascocotyle, 332.
P. (Ascocotyle diminuta), 332.
Paratelges weberi, 218.
Parionella, 217.
P. elegans, 217.
P. richardsonæ, 217.
Patagium lazarevi, 334.
Pharyngonema, 213.
P. mekongianus, 213.
Phlebotomus, evansi, 220.
P. maracayensis, 220.
P. otamæ, 220.
P. rangeli, 221.
P. simillimus, 221.
Phoreiobothrium exceptum, 212.
P. pectinatum, 212.
Phthirpediculus, 340.
P. propithecii, 340.
Phyllodistomum fausti, 333.
P. staffordi, 333.
Piroplasma ovis, 327.
Placobdella fulva, 434.
P. undulata, 434.
Plasmodium pleurodyniæ, 209.
Platybothrium, 431.
P. sardinellæ, 431.
Pleurocrypta macrocephala, 217.
Pleurocryptella infecta, 217.
Podothrombium larroussei, 339.
P. macrocarpum, 338.
Polymorphus crassus, 433.
Polystoma floridanum, 108.
P. multifalx, 108.
Pontobdella aculeata, 434.
P. brumpti, 334.
P. loricata, 434.
Probopyrus annandalei, 436.
P. gangeticus, 436.
P. latilamellaris, 217.
Proæchinophthirus, 340.
Præderleinellus, 340.
P. africanus, 340.
Progygopylidium, 211.
P. nolleri, 211.
Prohemistomum odhneri, 109.
Prosorhynchus uniporus, 334.
Prosthogonimus furcifer, 431.
Proteocephalus beauchampi, 430.
P. cunningtoni, 430.
P. dinopteri, 430.
Protæces ostreæ, 109.
Protogyropus, 339.
P. normalis, 339.
Protopyryrus floridensis, 434.
Protospiræa bonnei, 109.
Pseudione hanseni, 216.
P. kossmanni, 216.
P. nobilii, 216.
P. subcrenulata, 216.
P. tattersalli, 216.
P. trilobata, 434.
Pseudocaligus apodus, 335.
Pseudotarsonemoides spinatarsus, 338.
Pteridopharynx indica, 214.
Pterophthirus, 340.
Pterygotomaschalos, 108.
P. attenuatus, 108.
Pygiopsylla celebensis, 341.
P. sciuri, 341.

Quilonia parva, 334.

Rachionotomyia distigma, 224.
R. magnesiania, 222.
R. solomonis, 222.
Raillietina (Ransomia) michaelsoni, 430.
R. (Ransomia) osipovi, 430.
R. (Ransomia) pariuncinata, 211.
R. (Ransomia) pintneri, 430.
R. (Ransomia) steinharti, 429.
R. (Ransomia) tetragonoides, 430.
R. (Skriabinia) bodkini, 211.
Ransomia (Raillietina michaelsoni), 420.

- R.* (*Raillietina osipovi*), 430.
R. (*Raillietina pariuncinata*), 211.
R. (*Raillietina pintneri*), 430.
R. (*Raillietina steinharti*), 429.
R. (*Raillietina tetragonoides*), 430.
Reditænia, 107.
R. borreli, 107.
Rhabdias ophidia, 109.
Rhinebothrium maccallumi, 212.
Rhinonyssus (*Neonyssoides*) *nucifraga*, 338.
Rhynchobothrium insigne, 212.
R. uncinatum, 212.
Rhynchobothrium sp., 212.
Rhynchocystis piriformis, 106.
Rosca rogans, 215.
Rudolphiella, 431.
R. rudolphi, 431.

Sauricola, 110.
S. sauricola, 110.
Sericothrombium holosericeum var. *brevipapillosa*, 339.
Serpenticola, 110.
Silphopsyllus, 438.
S. desmanæ, 438.
Silvius coquilletti, 342.
S. fasciatus, 342.
S. fascipennis, 342.
Simulium aurantiacum, 221.
S. fergusonii, 221.
S. kerteszi, var. *melanobrachium*, 221.
S. laciniatum, 221.
S. terebrans, 221.
S. umbratorum, 221.
Skriabinia (*Raillietina bodkini*), 211.
Skusea (*Aedes fimbripes*), 222.
S. (Aedes tonsus), 222.
S. (Aedes umbrosus), 224.
Sparganum philippensis, 107.
Sphæractinomyxon gigas, 327.
Sphærita normeti, 428.
Spiralia, 428.
Spirochæta stomoxæ, 210.
Splanchnotrophus sacculatus, 335.
Sporomonas, 107.
S. infusorium, 107.
Sporotrichum cracoviense, 428.
Squamanema bonnei, 214.
Stamnosoma formosanum, 334.
Stegias andronophoros, 218.

Stegoalpheon, 435.
S. kempi, 435.
Stegomyia (Aedes delta), 224.
S. (Aedes subargenteus), 224.
Streptodajus, 218.
S. equilibrans, 218.
Strongylus intermedius, 432.
Subtriquetra shipleyi, 112.
Surcoufia, 342.
S. paradoxæ, 342.
Synbothrium malleum, 212.
Syphacia bonnei, 214.
Syphaciella, 432.
S. capensis, 432.

Tabanus accipiter, 341.
T. albopruinosus, 341.
T. angustilimbatus, 438.
T. appendiculatus, 341.
T. arpadi, 341.
T. bromiolus, 341.
T. brunneo thorax, 438.
T. caucasi, 341.
T. cuculus, 341.
T. cuspidatus, 342.
T. demellonis, 438.
T. geminus, 341.
T. goleanus, 341.
T. grandis, 341.
T. griseoscutellatus, 437.
T. hunnorum, 341.
T. longipalpis, 437.
T. nigricornis, 437.
T. philippinensis, 437.
T. ptolemæanus, 341.
T. strix, 341.
T. tinnunculus, 341.
T. turkestanus, 341.
Tænia twitchelli, 211.
Tæniorhynchus (*Coquillettidia tenuipalpis*), 222.
Tarsonemella (*Tarsonemus africanus*), 338.
Tarsonemus phyllophorus, 339.
T. (Tarsonemella) africanus, 338.
Taurocherus salminisii, 336.
Telosentis, 215.
T. molini, 215.
Testifronsosa, 108.
T. cristata, 108.
Tetragyropus, 340.

- T. aotophilus*, 340.
T. setifer, 340.
Tetrapolipus rhynchophori, 339.
Tetrarhynchus palliatus, 212.
Theileriana, 432.
Thelohania vandeli, 107.
Theobaldia tonnoiri, 224.
Torula pettiti, 428.
Toxonema mercieri, 107.
Tranestoma, 336.
Triactinomyxon dubium, 327.
T. legeri, 106.
T. mrazeki, 106.
Trichonema (Cylicocyclus) ashworthi, 109.
Trichostrongylus affinis, 215.
T. rugatus, 433.
Trichytes ? austeni, 338.
Trombicula keukenschrijveri, 112, 338.
T. rara, 112, 338.
Trypanoplasma sagittæ, 429.
Trypanosoma hemidactyli, 210.
T. rhodaini, 429.
Uradiophora athanasi, 105.
U. gammari, 105.
Uranotænia argenteopennis, 223.
U. papua, 224.
U. syntheta, 224.
U. xanthomelæna, 224.
Wenyonia, 210.
W. acuminata, 210.
W. minuta, 210.
W. virilis, 211.
Wyeomyia camptocomma, 223.
W. mystes, 221.
Xenovalanus natalensis, 219.
Zygocystis suesica, 107.

